TOME XXXVIII N° 4 OCTOBRE-DÉCEMBRE 1959

SOMMAIRE

C. Chararas : Relations entre la pression osmotique des conifères et leur attaque par les *Scolytidae*, p. 215. — Abbas Davatchi, F. Taghi-Zadeh et M. Safavi : Contribution à l'étude biologique et économique des Coléoptères phytophages et xylophages de l'Iran (première note), p. 235. — C. M. Messiaen : La systématique du genre *Fusarium* selon Snyder et Hansen, p. 253.

Table des matières du tome XXXVIII, p. 267.

RELATIONS ENTRE LA PRESSION OSMOTIQUE DES CONIFÈRES ET LEUR ATTAQUE PAR LES *SCOLYTIDAE*

PAR

C. Chararas

I. Introduction

Pourquoi, parmi tous les Conifères d'un peuplement forestier, certains sujets sont-ils attaqués par les *Scolytidae* alors que d'autres restent indemnes toute leur vie?

De portée très générale, puisqu'elle se pose aussi bien dans les futaies jardinées que dans les peuplements mixtes conifères-feuillus, cette question n'a encore reçu aucune réponse satisfaisante.

Quelques auteurs ont voulu voir dans la sécrétion de résine une réaction de défense de l'arbre mais cette théorie à priori séduisante ne résiste pas à un examen approfondi. Si l'arbre se défend par sa résine, comment admettre l'attaque des essences particulièrement riches en résine, comme l'épicéa et le pin? Comment justifier la présence de *Scolytidae* sur des arbres en pleine sécrétion? Comment expliquer enfin le délai (environ une dizaine de jours) qui s'écoule généralement entre l'installation des insectes et l'écoulement des résines? En face de ces objections, les quelques insectes effectivement noyés dans la résine représentent un pourcentage beaucoup trop minime pour pouvoir soutenir valablement cette hypothèse, et la bibliographie ne fournit aucun argument de nature à emporter la conviction.

Revue de Pathologie végétale
et d'Entomologie agricole de France
t. xxxviii - n° 4 - Octobre-Décembre 1959.

D'autres auteurs ont pensé que les *Scolytidae* s'adressaient exclusivement aux arbres malades mais ils n'ont pas précisé ce qu'il fallait entendre exactement sous ce terme. Or tous les arbres malades ne sont pas nécessairement attaqués et l'on sait au contraire que certains insectes ne s'installent jamais sur des arbres entièrement morts. C'est d'ailleurs sur cette particularité que repose la distinction classique entre *Scolytidae* secondaires et *Scolytidae* primaires, type *Ips sexdentatus* BOERN. Par définition, les insectes primaires exigent en effet que le biotope conserve encore les propriétés physiques et chimiques caractéristiques de l'arbre « en sève », tandis que les insectes secondaires choisissent des sujets beaucoup plus atteints. Dans ces conditions, la seule indication « arbre malade » ne suffit pas à résoudre entièrement le problème car elle reste trop générale pour rendre compte de tous les aspects du comportement propre aux différentes espèces.

Pour tenter d'éclaircir enfin cette question, nous avons émis l'hypothèse que les Conifères attirent électivement les *Scolytidae* et nous avons en effet prouvé expérimentalement le rôle attractif de diverses substances terpéniques extraites de la résine, comme par exemple l'α-pinène, le β-pinène ou le terpinéol (voir CHARARAS 1958). Sans entrer dans le détail, rappelons simplement ici que certains composants des oléorésines, dont la concentration et les combinaisons sont d'ailleurs caractéristiques de l'essence considérée, déterminent sans aucun doute la cinèse des insectes vers le biotope.

Mais cette conclusion se heurte à son tour à une très sérieuse objection, mise en lumière par nos propres essais d'infection expérimentale. En effet, chaque essence se différenciant par sa teneur particulière en terpènes, il s'ensuit nécessairement que tous les arbres de même essence devraient en principe être attaqués au même titre. En fait, il n'en est jamais ainsi et les infections expérimentales montrent au contraire qu'au sein d'une même espèce certains sujets ne sont pas propices à la ponte.

C'est cette difficulté qui nous a conduits à reprendre l'idée trop imprécise de la vitalité de l'arbre pour la traduire sous la forme tout à fait nouvelle des variations de la pression osmotique. Sur la base de plusieurs centaines de mesures du liquide cellulaire, nous pouvons faire état de résultats significatifs qui mettent en lumière d'intéressantes relations entre la pression osmotique des conifères et leur attaque par les *Scolytidae*. Toutefois, en raison du caractère très complexe de ces recherches, il nous a paru indispensable de faire précéder nos conclusions d'un exposé détaillé de la méthode adoptée pour la détermination de la pression osmotique.

Avant tout, nous sommes heureux d'exprimer ici notre reconnaissance à M. le professeur GRASSÉ, membre de l'Institut, qui a bien voulu honorer nos travaux sur ce sujet en présentant nos communications à l'Académie des sciences. Nos remerciements s'adressent à M. le professeur PESSON, directeur du laboratoire de Zoologie de l'Institut national agronomique, et à M. le professeur BALACHOWSKY,

directeur de laboratoire à l'Institut Pasteur, pour l'intérêt qu'ils ont toujours porté à nos recherches.

Nous nous faisons un plaisir de remercier également M. le professeur WALTER, directeur du Botanisches Institut de Stuttgart-Hohenheim, ainsi que ses assistants, le docteur KREEB et le docteur LIETH, qui ont bien voulu nous initier à la détermination pratique de la pression osmotique par la méthode cryoscopique.

Nous sommes redevables d'une aide inappréciable au service des Eaux et Forêts tout entier, et particulièrement à M. le conservateur RODARY, à M. l'inspecteur MOUTON et à M. l'inspecteur GRIVAZ qui ont bien voulu mettre leur personnel à notre entière disposition pour toutes les opérations forestières.

Nous ne saurions enfin terminer sans reconnaître une nouvelle fois la totale compréhension du Centre National de la Recherche Scientifique, à qui nous devons le matériel technique et les différentes missions de recherches indispensables à la réalisation de ce travail.

II. Détermination de la pression osmotique
Méthode du professeur WALTER

C'est DUTROCHET qui réussit le premier à expliquer et à mesurer le phénomène de l'osmose, dont l'existence lui fut révélée par l'éclatement d'un sporange de *Saprolégniée* dans l'eau. Il conçut ainsi son osmomètre sous forme d'un simple tube de verre dont une extrémité élargie est fermée par une membrane perméable, en l'occurrence un cæcum d'oiseau. Un progrès décisif a été ensuite réalisé par TRAUBE avec la création de membranes semi-perméables d'origine chimique. Grâce à cette découverte, PFEFFER construisit avec une membrane hémiperméable l'osmomètre qui porte son nom et qui donne des indications beaucoup plus précises que le dispositif initial de DUTROCHET. Mais il s'avère en pratique extrêmement difficile de réaliser une membrane semi-perméable sans fissures, et les travaux plus récents de BERKELEY, de HALE ou de MORSE n'ont pas apporté dans ce domaine de solution véritablement satisfaisante.

Dans ces conditions, nous avons préféré adopter pour nos recherches la méthode cryoscopique, dont le principe physique n'est pas nouveau mais dont la mise au point pratique est l'œuvre du professeur WALTER. Basée sur une détermination très précise du point de congélation du liquide cellulaire, cette méthode donne des résultats remarquables à la seule condition d'exécuter avec le plus grand soin les diverses manipulations requises.

Sans offrir de difficulté technique particulière, elle se décompose en effet en une série d'opérations très minutieuses dont aucun point ne peut être négligé sous peine de fausser tous les résultats.

Le professeur WALTER ayant bien voulu nous donner l'autorisation de publier sa méthode encore inédite en France, nous nous faisons donc un devoir de l'exposer ici dans ses moindres détails.

A. Prélèvement des échantillons et obtention du liquide cellulaire

Il faut choisir exclusivement des échantillons tout à fait secs et les placer immédiatement dans des tubes de verre de 3 cm de diamètre sur 8 cm de longueur. Aussitôt plein, chaque tube doit être soigneusement fermé d'un bouchon de liège et enfermé à son tour dans un étui cylindrique en aluminium avec un couvercle à vis.

Chaque étui reçoit les indications utiles concernant la date, l'essence, la partie de la plante, le lieu, etc.

Ainsi préparés, les échantillons peuvent attendre environ 4 heures, mais jamais plus de 6 heures avant qu'il soit procédé à l'extraction du liquide cellulaire.

On prépare ensuite un bain-marie dans lequel on introduit les tubes en aluminium dès l'ébullition, en prenant soin de les couvrir d'eau aux trois quarts et de les maintenir bien droits au besoin par de petites cales. Destinée à tuer les cellules pour faciliter l'exsudation du liquide à travers la membrane cellulaire, l'ébullition doit se poursuivre dans ces conditions pendant une heure environ pour les écorces, 40 minutes pour les aiguilles de conifères et 20 minutes pour les feuilles des essences non résineuses.

Après l'ébullition, l'expérience nous a conduits à laisser reposer les échantillons retirés du bain-marie, pendant environ une heure au frais. Ce point est très important pour les conifères car, en permettant aux résines de se coaguler, il facilite considérablement l'extraction ultérieure du liquide. Sinon les résines risquent d'obturer le filtre de la presse et d'empêcher ainsi la sortie du liquide cellulaire comme cela nous est arrivé lors de nos premiers essais.

On peut alors procéder à l'extraction du liquide cellulaire en soumettant chaque échantillon à une pression progressive qui n'a jamais besoin de dépasser 100 à 150 kg par centimètre carré.

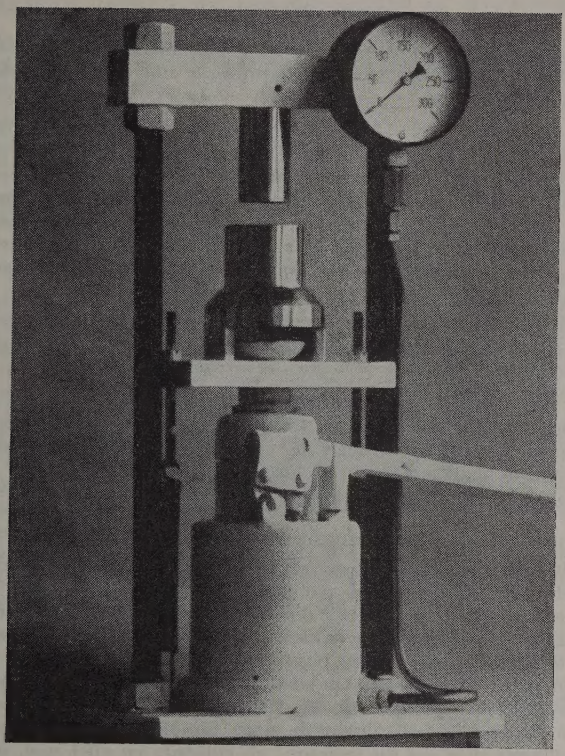
En tube à essai fermé d'un bouchon de liège, le liquide obtenu se conserve plusieurs jours à une température de 2 °C; en y ajoutant un très petit grain de thymol qui met obstacle au développement des bactéries, on peut même au besoin attendre plusieurs mois avant d'effectuer les mesures.

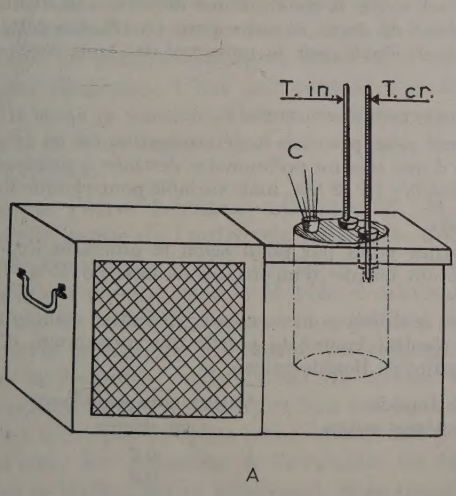
Aucune de ces opérations ne présente de difficultés particulières, mais il est essentiel d'y apporter le plus grand soin car la moindre trace de corps étranger suffirait à modifier sensiblement les résultats; il faut donc n'utiliser que des instruments absolument propres, c'est-à-dire rincés à l'eau distillée après lavage, et surtout rigoureusement secs.

Légende de la planche

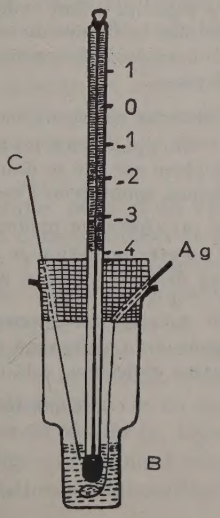
Fig. 1 : Presse oléopneumatique utilisée pour l'extraction du liquide cellulaire. Caractéristiques essentielles : sa simplicité d'utilisation et sa puissance (pressions obtenues de l'ordre de 200 atm.). Modèle fabriqué spécialement par les Établissements Forster sur nos indications personnelles.

Fig. 2 : A. Appareil de congélation avec son moteur à compression et sa cuvette remplie du mélange d'eau et d'alcool maintenu automatiquement à — 8 °C. On reconnaît dans cette cuvette le thermomètre indicateur (*T. in.*) permettant de vérifier la température du bain froid, le tube de capillaires (*C*) et enfin le tube de mesure avec son thermomètre cryoscopique (*T. cr.*).
B. Détails du tube à cryoscopie avec l'agitateur (*Ag.*), le thermomètre cryoscopique et le capillaire (*C.*).





A



B

Dans le même ordre d'idées, il est bien entendu indispensable d'extraire la totalité du liquide cellulaire, bien qu'en pratique une mesure ne demande que 1 cm^3 à 1,5 cm^3 de liquide.

B. Mesure du point de congélation

Il faut disposer ici d'un milieu maintenu à la température de — 8 °C et qui peut être simplement un thermos contenant un mélange glace + sel en proportions convenables. Pour plus de commodité, nous avons personnellement utilisé un appareil réfrigérant conçu par le docteur Lieth sous forme d'une cuvette remplie d'un mélange plus stable (60 % d'eau pour 40 % d'alcool), refroidi par un moteur compresseur.

Cette cuvette est destinée à recevoir :

— Un thermomètre ordinaire permettant de vérifier à tout instant la température du milieu;

— Un tube à cryoscopie contenant le liquide à mesurer, un agitateur en nickel-chrome inoxydable et enfin un thermomètre cryoscopique spécial, qui doit être gradué en cinquantièmes de degré de — 4° à + 1 °C et dont le réservoir ne peut dépasser 12 mm de haut sur 9 mm de large.

— Un tube de capillaires qui plongent dans un peu de glace.

1° Mesure du point de congélation de l'eau distillée.

Cette mesure a pour but de préciser la valeur réelle du point zéro, qu'il suffit en fait de déterminer une seule fois par jour.

Pour ce faire, on verse 1,5 cm^3 d'eau distillée dans le tube à cryoscopie, on agite régulièrement jusqu'à ce que le mercure arrive à 0 °C et l'on cesse immédiatement toute agitation. Signalons en passant que l'eau n'est pas prise en glace par suite du phénomène de surfusion. On laisse le thermomètre cryoscopique descendre jusqu'à — 2 °C et l'on y plonge alors un des capillaires dont on s'assure que l'extrémité est bien garnie d'un petit cristal de glace. Simultanément, on reprend l'agitation jusqu'à l'arrêt définitif du mercure; on constate en effet que, dès la reprise de l'agitation, le mercure remonte avant de s'arrêter de lui-même à un certain niveau qui donne, par simple lecture, le point de congélation cherché. Précisons à ce sujet qu'il faut évaluer au moins la moitié d'une division afin d'obtenir une précision de l'ordre du centième de degré. D'autre part, on effectue cette mesure au moins trois fois pour retenir finalement la moyenne des trois résultats ainsi obtenus.

2° Mesure du point de congélation du liquide.

On opère selon les mêmes principes mais la détermination est ici un peu plus complexe car elle se double d'une mesure préliminaire destinée à préciser le seuil critique, connu pour l'eau distillée (— 2 °C), mais variable pour chaque liquide.

a) *Opération préliminaire.*

Cette opération se conduit point par point selon le processus exposé pour l'eau distillée, mais en adoptant ici une température de base de — 4 °C au lieu de — 2 °C.

Le seuil de température à retenir pour la mesure définitive s'obtient ensuite aisément en déduisant du résultat trouvé la valeur qui correspond, d'après le barème ci-dessous, à la quantité de liquide utilisée :

Quantité de liquide utilisée en centimètres cubes	Valeur correspondante en degrés
0,2	0,2
0,5	0,3
1,5	1

En pratique, il y a donc intérêt à utiliser autant que possible 1,5 cm³ de liquide, ce qui facilite non seulement le calcul mais surtout la lecture de la température de base sur le thermomètre cryoscopique.

b) *Mesure réelle.*

A partir de la température ainsi définie, on réalise, en procédant toujours comme pour l'eau distillée, trois mesures successives dont la moyenne donne finalement le point de congélation du liquide étudié.

C. Calcul de la pression osmotique

A l'origine, le professeur Walter employait pour toutes ses mesures un manchon protecteur dont la suppression se justifie par des raisons techniques, à condition d'être compensée par une correction préalable du point de congélation trouvé. En conséquence, le résultat brut doit être diminué d'un montant calculé par simple interpolation à partir des éléments fournis par K. Kreeb dans le tableau nº 1 de *Hydratur und Ertag.*

Ceci fait, le point de congélation de l'eau distillée représentant le zéro réel, il faut calculer l'intervalle séparant ce point de référence et le point de congélation dûment corrigé du liquide. Cet intervalle est égal à la somme des deux valeurs respectives lorsqu'elles sont de signes contraires et à leur différence lorsqu'elles sont de mêmes signes.

Des tables, dressées à cet effet par le professeur Walter et publiées dans son ouvrage *Die Hydratur der Planze*, donnent finalement, au besoin par interpolation, la pression osmotique cherchée en fonction de l'intervalle trouvé.

III. Recherches personnelles sur la pression osmotique des Conifères

Le rôle de l'osmose en physiologie végétale est trop connu pour qu'il soit utile d'insister longuement sur ce point. Nous rappellerons donc simplement ici que le mécanisme de l'osmose assure la nutrition des cellules en permettant l'ascension et la circulation de l'eau et des substances dissoutes. C'est par osmose que les substances nutritives pénètrent dans la vacuole, c'est par osmose que la sève passe de cellule en cellule et c'est encore par osmose que la sève envahit les tissus chlorophylliens.

Comme l'écrit Leclerc du Sablon, la cellule perd d'un côté l'eau qu'elle gagne de l'autre, de telle sorte que la concentration cellulaire reste constante; il s'établit ainsi une sorte « d'équilibre mobile » qui confère à chaque cellule le rôle d'osmomètre. Propriété caractéristique de la cellule vivante, cet équilibre disparaît au niveau des tissus morts incapables d'assurer les échanges nécessaires, et réagit même à la moindre modification du milieu où vit la plante. Ainsi par exemple, lorsque la transpiration est forte ou le sol pauvre en eau, le courant n'est parfois plus assez important pour compenser la déperdition d'eau; les pressions à l'intérieur de la tige deviennent alors négatives et les feuilles se flétrissent. Si la transpiration est au contraire

très faible, l'eau perdue est facilement remplacée et il s'établit une pression interne positive.

La vie d'un arbre dépendant donc directement des échanges cellulaires, eux-mêmes conditionnés par la pression osmotique, nous avons pensé qu'il doit exister un rapport étroit entre la vitalité des conifères et l'installation des Scolytides.

Dans une précédente étude, nous avons déjà montré que les composants terpéniques caractéristiques des oléorésines exercent sur ces insectes un stimulus cinétique, positif ou négatif, qui détermine leur spécificité. Mais s'il est à l'origine de la préférence marquée des Scolytides pour les feuillus ou les conifères, pour une famille botanique ou même pour une essence résineuse bien définie, le rôle des terpènes ne permet pas de résoudre le véritable problème. Comment expliquer en effet qu'au sein d'un même peuplement, les arbres attaqués voisinent avec des arbres qui restent absolument indemnes? Quelles sont donc les conditions préalables indispensables pour faire d'un arbre un milieu propice à la ponte? C'est pour essayer de répondre à cette double question que nous nous sommes efforcés de préciser la vitalité des conifères en fonction de leur pression osmotique.

1. Réalisation pratique de nos recherches

Avant d'analyser les causes de l'attaque, il nous a fallu préciser les caractéristiques sylvicoles (type, densité, essences dominantes, etc.) des différents peuplements étudiés, et déterminer le pourcentage d'arbres dominés, cachectiques, souffreteux ou blessés.

Nous avons procédé ensuite à nos recherches proprement dites, qui reposent sur l'étude comparée de la pression osmotique d'un très grand nombre d'échantillons.

Pour pouvoir généraliser nos conclusions, nous avons conduit nos recherches dans quatre régions forestières spécialement choisies pour leur diversité : Fontainebleau, Landes, Morvan (forêt de Saint-Prix) et Haute-Savoie où nous avons étudié distinctement les peuplements de Seythenex et le massif forestier du Salève. Ce dernier constitue un milieu remarquablement homogène, où nous nous sommes contentés de deux champs d'expérience situés respectivement vers 700 et 1 100 m, pour préciser les variations de vitalité de l'épicéa selon l'altitude. Dans la forêt des Landes, il s'est avéré nécessaire de définir des normes distinctes pour la zone la plus éloignée de la mer, l'intérieur du peuplement et la lisière en bordure de mer. Enfin, la proximité de la forêt de Fontainebleau nous a permis de suivre régulièrement les variations de pression osmotique au cours de l'année, ce qu'il ne nous a pas été possible de réaliser dans les deux autres peuplements trop éloignés. En Haute-Savoie, cependant, nous avons pu saisir le printemps et l'été, c'est-à-dire les deux saisons les plus intéressantes puisqu'elles

correspondent à la période des deux essaimages des Scolytides. Nous avons ainsi déterminé la pression osmotique du liquide cellulaire de l'écorce dès l'instant même de l'attaque.

Mais si le liquide extrait de l'écorce rend compte de l'état physiologique de la zone attaquée, il faut compléter ses indications par l'examen des aiguilles. Même lorsque le tronc reste indemne de toute attaque, il arrive en effet que la fanaison des aiguilles vienne signaler, soit la présence de Scolytides dans les branches, soit un déséquilibre physiologique résultant d'une insuffisance d'eau.

Signalons à ce sujet que tous les facteurs édaphiques ou climatiques susceptibles d'influencer la vie et l'équilibre physiologique d'un arbre retentissent sur l'évolution des Scolytides. C'est ainsi que les étés chauds et secs favorisent chez certains arbres un affaiblissement critique qui les prédispose à l'installation et à la pullulation des insectes.

C'est pourquoi nous avons examiné toute une gamme d'arbres plus ou moins attaqués, dépérissants, souffreteux ou au contraire très vigoureux, afin de préciser leur pression osmotique et d'en déduire par comparaison le rôle de ce facteur lors de l'attaque d'un conifère par les Scolytides.

2. Valeurs caractéristiques de la pression osmotique

Sur la base des centaines de mesures de pression osmotique ainsi réalisées, nous pouvons en effet signaler l'existence de valeurs particulières qui permettent maintenant d'évaluer rapidement les chances d'attaque de n'importe quel Conifère.

a) *Optimum.*

Défini comme la pression osmotique des arbres en parfaite santé, l'optimum s'avère caractéristique d'une essence donnée; il ne s'agit bien entendu que d'une constante biologique susceptible de varier d'un arbre à l'autre et surtout d'un peuplement à l'autre en fonction des conditions pédologiques, écologiques ou climatiques. Ainsi par exemple, entre Fontainebleau et les Landes, on relève chez le pin maritime une variation de l'ordre de 1 à 2 atmosphères. De même, pour l'épicéa, nous avons trouvé dans la forêt de Saint-Prix un optimum nettement inférieur à celui du Salève.

Mais s'il ne saurait être question de déterminer l'optimum avec une rigueur mathématique, il est cependant possible d'établir au sein d'un peuplement des valeurs suffisamment précises, d'une part pour l'écorce et d'autre part pour les aiguilles.

Voici à titre indicatif les résultats obtenus au niveau de l'écorce dans les quatre peuplements étudiés.

Pression osmotique optimale de l'écorce a 1 mètre du sol

Peuplement	*Pinus maritima*	*Pinus sylvestris*	*Picea excelsa*
Fontainebleau	8,7 à 11	9 à 11,8	8,7 à 11
Saint-Prix.....			8,2 à 9,5
Landes	9 à 12,5		
Salève		9 à 10,5	8 à 11,3

Dans ces limites, il est remarquable de constater que les arbres sont en principe réfractaires à l'installation des Scolytides; par ailleurs, nous n'avons pu réussir aucune infection expérimentale, même avec *Ips typographus* L., lorsque l'arbre se trouve dans les conditions optimales de pression osmotique. Il convient cependant de signaler qu'en cas de pullulation, les espèces tout à fait primaires comme *Ips sexdentatus* BOERN. peuvent attaquer des pins dont la pression osmotique est très voisine de l'optimum; mais il est bien certain que dans ce cas on ne rencontre jamais aucun Scolytide secondaire sur les conifères.

Tout ce que nous venons de dire de la pression osmotique optimale de l'écorce s'applique également aux aiguilles, dont l'examen ne présente donc ici qu'un intérêt secondaire; c'est pourquoi nous nous contenterons d'indiquer à titre d'exemple que chez le pin maritime des Landes l'optimum se situe pour les aiguilles entre 14,5 et 16,4 atmosphères.

L'optimum étant par définition directement lié à la vitalité d'un arbre, plus les conditions climatiques, pédologiques et sylvicoles s'avèrent favorables, plus cet optimum se rapproche de sa valeur idéale. Nous avons vu en effet que pour une même essence l'optimum varie d'un peuplement à l'autre, ce qui permet de distinguer selon les conditions d'adaptation une valeur véritablement normale et des valeurs voisines de la normale. Il est intéressant de noter à ce sujet que les attaques de Scolytides sont toujours plus importantes dans les forêts où l'optimum osmotique réel se localise soit au-dessous soit au-dessus de la normale théorique de l'essence considérée.

C'est d'ailleurs à partir de cette observation que nous avons découvert une relation étroite entre deux autres valeurs caractéristiques de la pression osmotique, son minimum et son maximum.

b) *Minimum et maximum.*

Si l'on peut véritablement parler d'un optimum osmotique, minimum et maximum doivent être pris ici dans l'acception très large de seuil-limite de vitalité.

Ceci précisé, nous avons constaté qu'au sein d'un peuplement, les arbres attaqués sont essentiellement des sujets dominés, souffreteux ou dépérissants dont la pression osmotique est sensiblement inférieure à la normale. Plus exactement, il existe un minimum qui autorise l'installation des Scolytides primaires (type *Ips typographus* L.) et un second seuil encore inférieur, au-dessous duquel l'arbre devient la proie d'insectes purement secondaires comme les *Hylurgops*.

En ce qui concerne le maximum, nous avons déjà exposé (CHARARAS, 1959, communication à l'Académie des sciences) comment certaines attaques localisées dans les branches provoquent au niveau des aiguilles une fanaison qui est elle-même à l'origine d'un déséquilibre physiologique général, et qui s'accompagne d'une élévation anormale de la pression osmotique. Des arbres non attaqués peuvent être le siège de phénomènes identiques lorsqu'ils se développent dans certaines conditions défavorables. C'est ainsi que dans les terrains très rocheux une période de grande sécheresse détermine une insuffisance d'eau responsable de la fanaison progressive des aiguilles. Incapables d'assurer la photosynthèse et l'assimilation qui conditionnent toute la physiologie végétale, les aiguilles donnent alors un liquide extrêmement concentré dont la pression osmotique atteint un maximum de l'ordre de 38 atm., absolument incompatible avec la survie de l'arbre. Ce dernier devient alors rapidement propice au développement des insectes qui s'y installent dès qu'une forte absorption d'eau fait tomber sa pression osmotique corticale jusqu'au minimum.

On voit donc en définitive que si le minimum osmotique implique la possibilité d'attaque immédiate, le maximum marque de son côté l'acheminement certain de la plante vers la mort.

3. Rôle de la pression osmotique lors de l'attaque des scolytides

En étudiant l'optimum, le minimum et le maximum, nous avons été amenés à évoquer brièvement le rôle de la pression osmotique à l'égard des Scolytides.

Pour définir ce rôle, nous avons cherché expérimentalement s'il existe une relation générale entre l'attaque d'un arbre par les insectes et sa vitalité mesurée en termes de pression osmotique. Dans ce but, nous avons réalisé toute une série d'infections expérimentales dont nous avons contrôlé les résultats par l'étude de certains arbres plus particulièrement propices à la ponte.

a) *Infections expérimentales.*

D'exécution facile et rapide, ces infections permettent de surveiller l'installation des insectes à étudier sur toute une gamme d'arbres dont on a préalablement déterminé la pression osmotique. Le dispositif nécessaire est extrêmement simple car il suffit de maintenir les insectes sur l'écorce et d'observer leur réaction au bout de 3 ou 4 jours. A cet effet, nous avons d'abord utilisé une fine toile métallique appliquée directement sur l'écorce et collée, après introduction des insectes, par un morceau de sparadrap. Mais le contact du grillage avec l'écorce favorisant le thigmotropisme, nous avons amélioré notre système initial en remplaçant la toile métallique par une petite capsule d'environ 2 cm de large sur 7 à 8 mm de profondeur. Les insectes sont alors placés à l'intérieur de la capsule qui est appliquée sur l'arbre par une

bande de matière plastique attachée autour du tronc. Nous avons laissé les insectes en place pendant 4 jours avant de vérifier leur comportement et de mesurer la pression osmotique de l'écorce dans la zone expérimentale (D, *fig.* 3).

Ayant ainsi déterminé les conditions requises pour l'installation des différentes espèces, nous pouvons préciser maintenant l'influence exacte de la pression osmotique dans les relations des Scolytides avec leur biotope.

De façon générale, les insectes primaires peuvent attaquer les conifères dont la pression osmotique se situe au voisinage de l'optimum. Parmi les plus connus, *Ips sexdentatus* BOERN. se rencontre fréquemment sur des pins maritimes de pression osmotique sensiblement normale (8 à 13 atm.) et *Ips typographus* L. ne craint pas d'attaquer *Picea excelsa* entre 7 et 9 atm. alors que 9 atm. représentent justement l'optimum osmotique de cette essence.

D'autres espèces ne s'installent au contraire que lorsque la pression osmotique ne dépasse pas 4 à 5 atm.; il s'agit donc d'insectes purement secondaires car à ce stade le biotope a perdu toute sa vitalité. Dans cette catégorie viennent se ranger non seulement *Hylurgops palliatus* GYLL et *Hylurgops glabratus* ZETT., mais encore *Dryocoetes autographus* RATZ. et *Dryocoetes hectographus* REIT. qui attaquent même les vieux arbres abandonnés par terre. Il n'est pas rare en effet de trouver *Dryocoetes autographus* RATZ. sur des souches mortes en état de décomposition si avancée que la pression osmotique de l'écorce atteint tout juste 1 atm. à 1,6 atm.

Signalons en passant que la basse pression osmotique va de pair avec une très nette diminution des substances nutritives qui doit être à l'origine de l'évolution très lente de ces insectes; en effet, si dans un peuplement donné *Ips typographus* L. termine son cycle évolutif en 62 jours, *Dryocoetes autographus* RATZ. et *Hylurgops glabratus* ZETT. mettent de leur côté souvent plus d'un an.

Quoi qu'il en soit, on peut tenir pour certain que les insectes secondaires ne s'attaquent jamais aux arbres en pleine vitalité car toutes les infections réalisées dans ces conditions se sont toujours soldées par des résultats négatifs. Dans la nature nous avons constaté que les épicéas attaqués par *Ips typographus* L. en avril (pression osmotique : 8,6 atm.) n'hébergeaient à cette époque aucune espèce secondaire. En juin, nous avons noté l'installation massive de *Pityogenes chalcographus* L. sur les branches et sur la partie sommitale, mais à ce stade un très long délai s'écoule encore avant que la pression osmotique devienne assez basse pour permettre enfin la pénétration de *Dryocoetes* et d'*Hylurgops*.

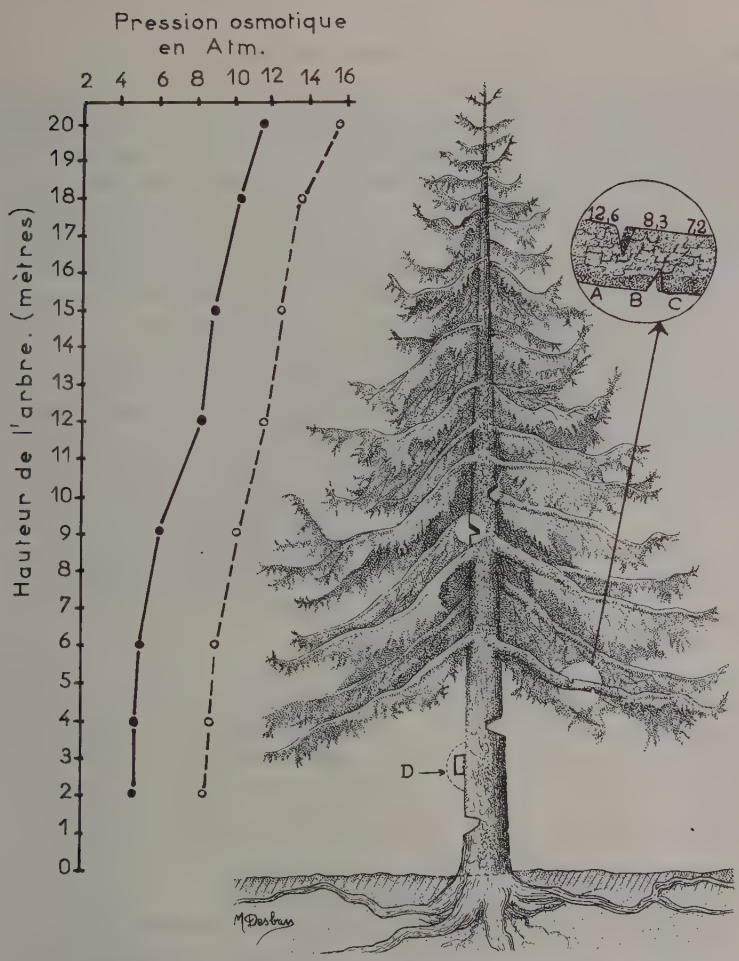


FIG. 3 : Variations de la pression osmotique aux différents niveaux d'un épicéa debout. — On voit ainsi que la pression osmotique augmente régulièrement de la base jusqu'à la cime.

En trait pointillé, variations mesurées avant la réalisation des blessures en chicane.

En trait plein, variations enregistrées 48 jours après ces blessures, alors que l'arbre était fortement attaqué par *Ips typographus* L. et *Pityogenes chalcographus* L.

Noter l'abaissement de la pression osmotique provoqué par les blessures expérimentales; celles-ci déterminent en effet un déséquilibre physiologique qui rend l'arbre propice à l'installation puis à l'extension des populations parasites.

Signalons enfin que les blessures en chicane réalisées sur les branches permettent d'individualiser trois zones bien distinctes, dont la pression osmotique respective explique la localisation préférentielle de *Cryphalus abietis* RATZ. et de *Pityogenes chalcographus* L. (23 systèmes dans la zone *C*, 11 systèmes dans la zone *B* et aucun système dans la zone *A*).

Mais si la pression osmotique sélectionne ainsi les espèces, comment expliquer la présence simultanée sur le même biotope de deux insectes aussi différents qu'*Ips typographus* L. et *Hylurgops palliatus* GYLL.?

L'expérience nous a montré que ce qui compte pour les Scolytides c'est moins la vitalité générale de l'arbre que l'état physiologique local de la zone où s'installent les insectes. Il faut en effet préciser qu'il nous est arrivé de mesurer sur une surface pourtant très restreinte (1 m × 30 cm) 3 ou même 4 valeurs différentes de la pression osmotique. On comprend alors qu'on puisse trouver chez certains arbres des régions saines voisinant avec des régions attaquées, ou des insectes primaires voisinant avec des insectes secondaires; mais cette hypothèse implique nécessairement l'existence sur le même tronc de zones à pression osmotique nettement différente. C'est seulement lorsque son état général devient déficient qu'un arbre peut être envahi dans son ensemble, sans distinction de zones plus ou moins favorables. A ce sujet, nous devons cependant préciser que l'épaisseur de l'écorce joue un rôle important car certains Scolytides (*Pityogenes*, *Pityophtorus*, *Orthotomicus* p. ex.) préfèrent incontestablement les écorces minces, ce qui les conduit à se localiser plus volontiers sur les branches.

D'autre part, nous ne saurions clore cette étude sans signaler que les infections expérimentales s'accompagnent souvent d'abondants écoulements de résine, qui peuvent gêner considérablement la pénétration des insectes, mais qu'il est inadmissible de considérer comme un moyen de défense des conifères contre les Scolytides. La présence de quelques insectes noyés dans les poches à résine ne suffit pas à résoudre la question car si l'arbre se défendait par ses sécrétions résineuses, il n'existerait par définition jamais d'arbres attaqués; or il est au contraire tout à fait courant de rencontrer les Scolytides sur des arbres en pleine sécrétion. KRAEMER lui-même, après avoir envisagé la production de résine comme une mesure de protection permettant d'apprécier la résistance propre à chaque arbre, s'est vu contraint d'abandonner ses recherches dans cette voie faute de résultats satisfaisants.

Personnellement, nous distinguons chez les conifères deux sécrétions résineuses successives. Toute blessure, quelle que soit son origine, provoque en effet un écoulement primaire qui coïncide ici avec la phase de pénétration des insectes; à ce stade, ils peuvent tomber juste sur une poche de résine mais au total le pourcentage d'insectes noyés ne dépasse pratiquement pas 12 à 14 %. En poussant plus loin l'observation, on décèle un écoulement secondaire, variable pour chaque essence mais qui apparaît généralement au bout de 10 à 12 jours chez l'épicéa. Dans ces conditions, la sécrétion secondaire reste sans aucun effet sur les insectes qui, à ce moment précis, ont déjà creusé sensiblement la moitié de leurs galeries de ponte.

Mais si les écoulements de résine n'ont pas pour rôle de protéger

les conifères contre les attaques des Scolytides, il n'en reste pas moins qu'à l'optimum osmotique correspond toujours une sécrétion très intense; les sujets en léger déséquilibre physiologique donnent encore un peu de résine tant que leur pression osmotique reste voisine de la normale, mais les sécrétions disparaissent complètement au-dessous de 2,5 atm. c'est-à-dire chez les arbres morts. On peut donc en conclure que, sans jamais constituer un moyen de défense, la sécrétion de résines est étroitement liée à la vitalité du biotope qui conditionne elle-même l'installation des insectes.

b) *Physiologie des arbres-pièges.*

Comme nous venons de le voir, les Scolytides attaquent les arbres en déséquilibre physiologique alors que les sujets très vigoureux

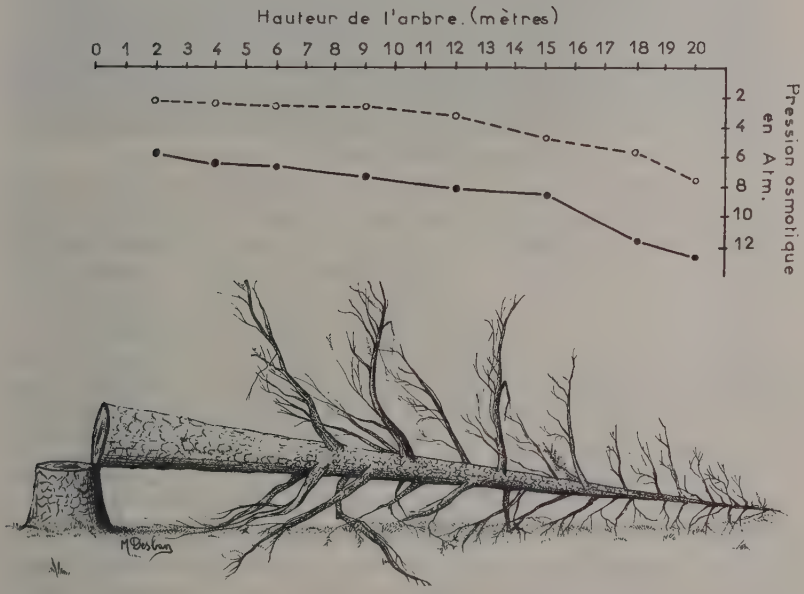


FIG. 4 : Variations de la pression osmotique aux différents niveaux de deux épicéas coupés à l'ombre.
En trait plein, mesures effectuées au bout de 63 jours sur un arbre non ébranché qui a conservé des aiguilles vertes pendant 52 jours.
En trait pointillé, arbre totalement ébranché. Noter les différences caractéristiques entre ces deux sujets abattus le même jour (18 avril). Dans le premier cas, l'assimilation qui se poursuit un certain temps maintient une pression osmotique plus élevée et l'arbre est moins attaqué par les Scolytides. Dans le second cas, au contraire, la pression osmotique beaucoup plus basse coïncide avec une pullulation d'*Ips typographus* L. (voir figure nº 5).

demeurent généralement indemnes. Or, pour se développer normalement, chaque arbre doit se trouver dans un milieu favorable où il dispose d'une humidité suffisante, d'une atmosphère de composition adéquate et des éléments nutritifs qui lui sont indispensables. En conséquence, toute mauvaise adaptation d'un arbre à son milieu, toute évolution en dehors de l'aire d'extension naturelle ou tout traumatisme d'ordre mécanique se traduit par une déficience physiologique qui met cet arbre en état de moindre résistance.

Sous l'effet d'un traumatisme, par exemple, il se produit dans les cellules végétales lésées une réaction qui transforme leur hémiperméabilité normale en une perméabilité irréversible; celle-ci interdit les échanges par voie d'osmose, ce qui entraîne la mort des cellules et perturbe définitivement l'énergie osmotique. C'est à ce stade que l'arbre devient éminemment propice à l'installation des insectes.

Connaissant ce processus, il est possible d'arriver à localiser les Scolytides sur certains biotopes particulièrement favorables qui constituent alors des arbres-pièges. Le rôle de ces arbres-pièges apparaît donc directement lié au principe du déséquilibre physiologique en vertu duquel un arbre souffreteux est appelé à répondre aux exigences de toute une gamme de Scolytides primaires et secondaires.

Les arbres-pièges peuvent être des arbres debout sur lesquels on pratique à la fin de l'automne une annélation circulaire qui réduit considérablement la montée de la sève. L'apport d'eau devient alors insuffisant et la concentration du liquide cellulaire augmente, d'où une élévation de la pression osmotique au niveau des aiguilles dont la fanaison trahit à l'extérieur le déséquilibre physiologique. Les aiguilles ainsi lésées n'assurant plus leur fonction d'assimilation, l'arbre se voit privé des substances nutritives indispensables, ce qui détermine une baisse rapide de la pression osmotique de l'écorce et, par voie de conséquence directe, une attaque massive des Scolytides.

Mais les arbres-pièges peuvent être également des arbres fraîchement abattus dont le rôle varie sensiblement selon qu'ils sont ou non ébranchés. Lorsqu'ils restent non ébranchés en plein soleil, l'action conjuguée d'une assimilation encore normale et d'un dessèchement rapide des troncs aboutit paradoxalement à une augmentation de la pression osmotique de l'écorce. De ce fait, loin de favoriser l'installation des Scolytides, ces arbres-pièges vont à l'encontre de leur but car les insectes essaimant à cette époque ne les attaquent jamais.

Au contraire, chez les arbres ébranchés placés à l'ombre, l'arrivée des éléments nutritifs de la sève élaborée cesse dès l'ébranchage. L'écorce vit encore un certain temps et, comme le dessèchement par le soleil est évité, la pression osmotique de l'écorce baisse régulièrement, si bien que l'arbre devient éminemment favorable à l'installation des insectes.

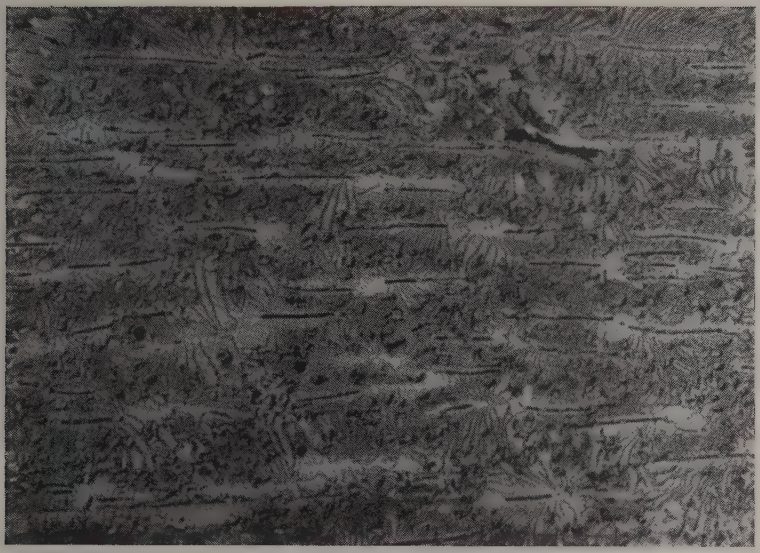


FIG. 5 : Exemple de surpopulation à la base du tronc d'un épicéa à très basse pression osmotique (4 atm.). On note la présence sur l'échantillon (23 × 25 cm) de 42 systèmes représentant un minimum de 1 300 insectes en évolution.

IV. Conclusion

De l'étude qui précède, il ressort en définitive que l'installation des Scolytides sur les conifères peut se résumer en trois phases essentielles :

— déficience physiologique de l'arbre, avec fanaison des aiguilles puis baisse de la pression osmotique corticale;

— déséquilibre généralisé avec chute des aiguilles et début de l'attaque;

— installation massive des insectes primaires et secondaires.

Il ne s'agit là bien entendu que d'un schéma général susceptible de présenter en pratique certaines variantes de détail. C'est ainsi que l'on rencontre parfois dès le premier stade des attaques importantes mais très localisées au voisinage immédiat de régions non attaquées. Une détermination très précise de la pression osmotique permet alors de définir sur le même tronc plusieurs valeurs, échelonnées depuis l'optimum jusqu'au minimum, et qui caractérisent chacune une zone particulière; totalement absente dans la zone du maximum osmotique, l'attaque primaire se fait d'autant plus importante qu'on se rapproche du minimum. Avec la multiplication des insectes, les dégâts s'étendent

rapidement et accentuent la chute de la pression osmotique à tel point qu'on ne trouve bientôt plus sur tout le biotope que des espèces nettement secondaires (type *Dryocoetes autographus* RATZ.).

Au contraire, lorsque la première attaque se limite à l'installation d'une vingtaine d'assaimants au maximum, l'arbre peut retrouver sa vitalité, empêcher l'évolution des insectes et même cicatriser les régions lésées. Mais cette hypothèse reste exceptionnelle car les populations généralement très nombreuses contribuent par leur présence même à accélérer la mort de l'arbre-hôte.

Quoi qu'il en soit, la valeur de la pression osmotique de l'écorce s'avère incontestablement liée à l'installation des Scolytides sur les conifères, ce qui permet d'évaluer rapidement les chances de résistance de chaque arbre, de chaque essence et même de chaque peuplement. A ce titre, la connaissance de la pression osmotique pourrait devenir un facteur de protection des forêts et mérite l'analyse détaillée par essence et par insecte qui doit faire l'objet de nos prochains travaux.

ZUSAMMENFASSUNG

Als er die Lebensweise der Borkenkäfer (*Coleoptera Scolytidae*, oder *Ipidae*) auf dem Lande (d. h. in Wäldern) beobachtete und studierte, hat der Verfasser verschiedene durchaus interessanten Bemerkungen machen können, welche die Beziehungen zwischen dem durch solche Käfer Bäumebefalle und den osmotischen Werten derselben Bäume betreffen.

Zuerst wurde bemerkt, dasz irgendwelcher Baum von Ipiden nur befallen wird, wenn dessen Wuchs durch ungünstige Umwelt vorher gehemmt wurde; im solchen Falle läszt der Baum eine reichliche Harzölemenge ausgehen, vovon die terpenische Elemente eine durchaus bezeichnete Lockung gegenüber diesen Käfern üben. Ferner wurde beobachtet, dasz die Borkenkäfer die Bäume nicht befallen, deren die Vitalität mit einem normalen osmotischen Werte bezeichnet wird. Hier sei erinnert, dasz drei kardinale Werte (Optimum, Minimum und Maximum) für jeden Baumart zu bestimmen sind. Noch haben diese Untersuchungen den folgenden Unterschied in helles Licht gebracht : unter den Borkenkäfern können die als primär zu betrachten (z. B. *Ips typographus* L., oder *Ips sexdentatus* BOERN.) ihre Quartiere in Bäume beziehen, die den optimalen osmotichen Wert besitzen, die sekundären dagegen (z. B. die verschiedene *Hylurgops* Arten) dürfen nur Bäume mit ganz niedrigem osmotischen Werte befallen.

Es folgen einige Auskünfte betreffs der Fangbäume = Rolle und = Wirkung in Beziehung auf deren osmotische Werte : man darf schlieszen, dasz die entästeten im Schatten viel mehr als die unentästeten in der Sonne liegenden Bäume die Borkenkäfer locken.

Ein mit der Bäume = und Borkenkäfer= Arten Berücksichtigung eingehendes Studium des osmotischen Wertes wird also ganz berechtigt; selbstverständlich wird es für die Zukunft gemeint.

BIBLIOGRAPHIE

BALACHOWSKY, A. — 1949. Coléoptères Scolytides. — *Faune de France* **5**, 320 p., 345 fig. *P. Lechevalier*. Paris.

CHARARAS, C. — 1958. Recherches sur la biologie de *Pityokteines curvidens* GERM. et étude de son comportement à l'égard des substances extraites des oléorésines. — *Ann. Inst. agr.*, **44**, 1-49.

— 1958. Rôle attractif de certains composants des oléorésines à l'égard des *Scolytidae* des résineux. — *C. R. Acad. Sci.*, **247**, 1653-1654.

— 1959. Les variations de la pression osmotique des Conifères, facteur déterminant la pénétration des *Scolytidae*. — *l. c.*, **248**, 1407-1410.

— 1959. Recherches sur le déséquilibre physiologique des branches de Conifères attaquées par les Coléoptères *Scolytidae*. — *l. c.*, **248**, 3612-3614.

KRAEMER, G. — 1950. Der grosse Tannenborkenkäfer unter Berücksichtigung seiner beiden Verwandten und der Brutbaumdisposition. — *Zeitsch. f. ang. Ent.*, **31**, 349-430.

KREEB, K. — 1957. Hydratur und Ertrag. — *Ber. d. Dtsch. Bot. Ges.*, **70**, 121-136.

WALTER, H. — 1931. Die Hydratur der Pflanze und ihre physiologisch-ökologische Bedeutung. Untersuchungen über den osmotischen Wert. — G. Fischer, Jena.

— 1931. Die kryoskopische Bestimmung des osmotischen Wertes bei Pflanzen. — *Abderhaldens Handb. d. biolog. Arbeitsmethoden*, **11** (4), 353.

— 1936. Tabellen zur Berechnung des osmotischen Wertes von Pflanzenpressäften, Zuckerlösungen und einigen Salzlösungen. — *Ber. d. Dtsch. Bot. Ges.*, **54**, 328.

(Laboratoire de Zoologie,
Institut National Agronomique).

CONTRIBUTION A L'ÉTUDE BIOLOGIQUE ET ÉCONOMIQUE DES COLÉOPTÈRES PHYTOPHAGES ET XYLOPHAGES DE L'IRAN

(PREMIÈRE NOTE)

PAR

ABBAS DAVATCHI, F. TAGHI-ZADEH ET M. SAFAVI

Ces notes sont destinées à consigner des séries d'observations faites dans la nature ou au cours d'élevages en laboratoire, sur la biologie des Coléoptères phytophages et xylophages de l'ensemble du territoire iranien. Elles ont pour but d'apporter quelques précisions complémentaires sur le comportement de diverses espèces qui jusqu'ici n'avaient fait l'objet de presque aucune observation locale dans des régions restées elles-mêmes souvent vierges de toute investigation entomologique. Malgré leur caractère incomplet et décousu, nous avons pensé que ces notes pourraient avoir leur utilité pour notre pays où l'inventaire même des espèces nuisibles aux plantes cultivées et aux peuplements forestiers est loin d'être terminé.

I. — Cerambycidae

1. *Parandra caspia* MEN.

Espèce assez commune dans le nord de l'Iran notamment sur le littoral de la mer Caspienne (Mazadéran, Guilan, Gorgan, Taleche). La larve fore des galeries pouvant dépasser 1 m de long et 14 à 15 mm de large dans le bois d'un certain nombre d'essences feuillues indigènes (*Gleditschia caspica*, *Quercus* sp., *Alnus* sp., etc.) ainsi que dans celui des *Salix* et *Populus*. L'éclosion a lieu en juin et le cycle évolutif dure 3 ans. Après accouplement, les femelles pondent sur le tronc des arbres vivants ou dépérissants mais non dans le bois mort et sec.

2. *Rhesus serricolis* MOTSH.

Insecte polyphage, s'attaque au *Quercus*, *Ulmus*, *Platanus*, *Salix*, ainsi qu'au Noyer (*Juglans*) cultivé. Les adultes apparaissent de juin à

REVUE DE PATHOLOGIE VÉGÉTALE
ET D'ENTOMOLOGIE AGRICOLE DE FRANCE
T. XXXVIII - N° 4 - OCTOBRE-DÉCEMBRE 1959.

août. Nidifie sur les arbres affaiblis ou dépérissants. Nous avons observé cette espèce à Talech (littoral caspien) où elle se montre parfois nuisible; la durée de son cycle évolutif est de deux ans.

3. ***Prionus coriarius*** L.

Espèce commune dans tout l'Iran, observée notamment dans le Mazadéran, Téhéran, Kazvin, Ispahan et la province du Fars. S'attaque aux sujets affaiblis ou dépérissants notamment aux *Quercus*, *Fraxinus* et au Noyer cultivé (*Juglans*). L'adulte vole de juin à août.

4. ***Prionus brachyterus*** GEBL.

Nous avons récolté cette espèce à Kermanchah (ouest de l'Iran). Biologie et plante hôte inconnues. Espèce largement répandue en Asie centrale et Chine occidentale.

5. ***Prionus bienerti*** HEYD.

Trouvé dans le Khorassan et à Gourgan; biologie et plante hôte inconnues. Espèce également répandue en Turkménie et Asie centrale.

6. ***Hesperophanes sericeus*** F.

Espèce signalée dans toute la région circaméditerranéenne où elle est polyphage et vit dans le bois mort de diverses essences feuillues. Éclos du bois de *Pistacia khinjuk* (Dr. AFSHAR) et d'*Amygdalus Reuteri*. Les larves ont été observées à Khoramabad dans le nord de l'Iran nidifiant dans le Figuier (*Ficus carica*) et le Chêne (*Quercus* sp.); les adultes volent en juin-juillet.

7. ***Stromatium fulvum*** VILL.

Espèce à vaste aire de répartition paléarctique, introduite à Cuba et au Brésil avec des bois ouvrés. En Iran, elle est très commune dans toute la zone forestière Nord (Guilan, Mazadéran, Gorgan) où elle est fréquemment nuisible aux bois de charpente. Nidifie dans le bois dépérissant, mort ou les grumes d'un très grand nombre d'essences feuillues : *Quercus*, *Fraxinus*, *Platanus*, *Salix* et dans celui de la plupart des arbres fruitiers. Les femelles peuvent déposer leurs œufs dans le bois ouvré même recouvert de peinture ou de vernis. Les larves creusent des galeries courtes et très larges (6 cm × 3 cm) orientées dans le sens des fibres. La durée du cycle évolutif est de 3 ans ou davantage suivant la nature ou l'état du bois. Les larves durant le forage émettent un bruit perceptible à l'oreille humaine. Les adultes aux mœurs nocturnes, fortement attirés par la lumière artificielle, volent d'avril à septembre avec un maximum de sortie en juin.

8. ***Cerambyx cerdo acuminatus*** MOTSCH.

Nous avons récolté cette espèce dans le Nord (Mazadéran) sur le littoral de la mer Caspienne ainsi que dans l'Ouest du pays

(Kermanchah). Elle accuse un préférendum pour le Chêne (*Quercus*) et plus secondairement pour les *Salix* et *Juglans*. Le cycle évolutif dure 3 ans; l'adulte vole de la fin avril à juillet.

9. ***Aeolesthes sarta*** SOLSKY.

Cette espèce signalée comme commune dans le sud de la Russie est très répandue en Iran où nous l'avons observée dans les provinces de Téhéran, Ispahan et Khorassan.

A. sarta s'attaque à un grand nombre d'essences feuillues forestières (*Ulmus*, *Platanus*, *Celtis*, *Populus*, *Salix*, etc.) et aux arbres fruitiers à pépins et à noyau. Les adultes s'observent de la fin avril à juillet. La femelle pond dans les fissures corticales du tronc; les larves se nourrissent d'abord de l'écorce puis pénètrent dans le cambium. Leur pénétration dans le bois n'a lieu qu'au printemps ou à l'automne de l'année suivante. La galerie, d'abord ascendante, décrit un demi-cercle puis redescend en s'orientant vers la zone périphérique du tronc où la larve arrivée au terme de sa croissance confectionne une logette de nymphose obstruée par des débris de mastication. La nymphose a lieu de juillet à septembre et l'adulte reste abrité dans sa logette jusqu'au printemps suivant; le cycle est donc de deux ans. Nous avons observé des dégâts commis par ce Longicorne à Ferdows (Khorassan) aux arbres d'avenue et forestiers, entraînant parfois la mort de ces derniers.

10. ***Aromia moschata ambrosiaca*** STEV.

Cette sous-espèce spécifique des *Salicinae* commune en Europe méditerranéenne et au nord de l'Afrique est également très répandue en Iran où elle vit principalement sur les *Salix* et secondairement sur les *Populus*. Nous l'avons récoltée à Téhéran même, à Kermanchah, Hamadan, Kazvine dans le Mazadéran et le Gorgan. L'adulte apparaît en juillet-août. Les larves vivent dans le tronc et les branches des arbres vivants ne dépassant pas 3 cm de diamètre. Les galeries irrégulières déterminent le dessèchement des branches et parfois même la mort des jeunes sujets.

11. ***Xylotrechus*** (*s. str.*) ***antilope*** SCHOENH.

Espèce répandue en Caucasie, Proche-Orient et nord de l'Afrique. Commune dans le nord de l'Iran dans les peuplements spontanés de *Quercus* du littoral caspien. L'adulte apparaît en juillet-août; la larve évolue dans le tronc des arbres sains et dépérissants, en creusant des galeries sous-corticales sur les sujets âgés. Sur les arbres jeunes les galeries sont plus pénétrantes et s'enfoncent dans la profondeur du bois.

12. ***Xylotrechus*** (*s. str.*) ***sieversi*** GANGLE.

Signalé par les auteurs russes comme vivant à l'état larvaire sur *Astragalus* dans le nord de l'Iran. Espèce répandue en Transcaucasie, Arménie, Géorgie, Turquie et Syrie.

13. ***Xylotrechus*** (*s. str.*) ***arvicola*** OLIV.

Même aire de répartition que les deux espèces précédentes. Régime plus polyphage, nidifie sur les essences forestières feuillues et les arbres fruitiers. Les adultes sont floricoles et butinent en juin-juillet une flore variée.

Nidifie sur les arbres affaiblis ou en pleine sève. La femelle dépose ses œufs dans les fissures des écorces et les larves, dès leur éclosion, s'enfoncent dans la couche cambiale en forant de longues galeries partant des branches et se dirigeant vers le tronc; c'est à ce niveau qu'elles se terminent en général.

14. ***Chlorophorus Faldermanni*** FALD.

Espèce mésasiatique orientale, répandue dans le Turkestan russe, Afghanistan, Chine, etc. S'attaque dans le nord de l'Iran aux peupliers dépérissants. Peut s'attaquer également aux grumes de peuplier et aux bois ouvrés où les larves creusent de longues galeries atteignant parfois 2 m de long. Une seule génération par an avec sortie des adultes échelonnée de mai à septembre.

15. ***Chlorophorus figratus*** SCOP.

Aire de répartition vaste dans la région paléarctique. Répandu dans le nord de l'Iran où par sa polyphagie cette espèce nidifie dans un très grand nombre d'essences feuillues forestières et aussi dans le Pommier et le Poirier; sortie des adultes de juin à août.

16. ***Chlorophorus hyrcanus*** PIC. (syn. : *Clytanthus nivipictus* var. *persicus* BREIT.).

Commun dans le nord de l'Iran (Gorgan); ne paraît pas nuisible aux plantes cultivées ni aux essences forestières.

17. ***Chlorophorus sartor*** MULL.

Espèce forestière, commune dans le nord de l'Iran sur un grand nombre d'essences feuillues.

18. ***Chlorophorus varius*** MULL.

Observé fréquemment dans le nord de l'Iran où l'adulte butine les fleurs depuis le début de l'été jusqu'à l'automne. Espèce très polyphage, nidifie sur les *Alnus*, *Fraxinus*, *Acer*, etc., ainsi que sur les arbres fruitiers à noyau (Cerisier et Prunier en particulier). S'attaque de

préférence aux souches ou aux arbres morts; signalé comme occasionnellement nuisible aux ceps de Vigne. Semble posséder une seule génération par an en Iran.

19. ***Manetoma (Prinobius) scutellaris*** GERM.

Espèce à large aire de répartition dans la région circaméditerranéenne et le Moyen-Orient. Observé dans le nord de l'Iran sur diverses essences forestières feuillues. En Palestine, ce Longicorne vivrait sur *Morus* et *Pistacia* d'après BODENHEIMER.

20. ***Megopis (Aegosoma) scabricornis*** SCOP.

Déjà signalé dans le Moyen-Orient et le sud de la Russie. En Iran, nous l'avons observé à Talech (littoral caspien). Les adultes apparaissent durant l'été et nidifient dans les *Quercus*, *Fraxinus*, *Salix*, *Populus* et *Juglans* en pleine sève.

21. ***Stenocorus*** (*s. str.*) ***insitivus*** GERM.

Espèce signalée de l'U.R.S.S. et du Moyen-Orient; également observée en Iran où les adultes se rencontrent en été. Biologie non précisée.

22. ***Stenocorus*** (*s. str.*) ***vittidorsum*** REITT.

Associé à l'espèce précédente. Biologie non précisée.

23. ***Acmaeops (Dinoptera) collaris*** L.

Observé dans le nord de l'Iran vivant sur les *Quercus*. Les adultes sortent de mai à juillet. Signalé dans les autres régions du Proche-Orient et le sud de l'U.R.S.S.

24. ***Fallacia elegans*** FALD.

Biologie non précisée; les adultes se rencontrent de juin à août butinant les fleurs de différentes plantes dans le nord de l'Iran. Également signalée au nord et au sud du Caucase.

25. ***Rhagium (Hargium) pygmaeum*** GANGLB.

Signalé de l'U.R.S.S.; observé dans le nord-ouest de l'Iran (Lankaran et Talech) ainsi que sur le versant nord du massif de l'Elbourz. Biologie non précisée.

26. ***Rhagium (Hargium) fasciculatum*** FALD.

Également observé sur le versant nord du massif de l'Elbourz. Biologie non précisée.

27. ***Leptura cesserula*** CHAP.

Signalé en Iran sur *Quercus*.

28. *Plagionotus lugubris* MEN.

Espèce signalée de Russie méridionale, commune dans le nord de l'Iran. Les larves évoluent dans les *Quercus*, dans le bois duquel elles forent des galeries atteignant de 50 cm à 1 m de longueur. L'évolution semble s'effectuer en un an dans les arbres dépérissants restant sur pied et en deux ans dans le bois mort et sec abattu.

29. *Plagionotus pulcher* BLESS.

Même aire de répartition que l'espèce précédente. Cette espèce s'attaque aux *Quercus* à Talech (littoral caspien) et a été signalée comme nuisible à l'économie forestière de cette région.

30. *Paraclytus raddei* GANGLB.

S'attaque également au Chêne dans la région de Talech ainsi qu'à d'autres essences forestières feuillues; signalé de Transcaucasie.

31. *Paraclytus reitteri* GANGLB.

Espèce répandue sur le littoral de la mer Caspienne et le versant nord du massif de l'Elbourz où elle vit aux dépens des essences forestières spontanées et principalement des *Quercus*; l'adulte apparaît de mai à juin.

32. *Paraclytus sexguttatus* MOTSH.

Même régime et même répartition en Iran que l'espèce précédente.

33. *Anaglyptus (Cyrthophorus) arabicus* KUST.

Observé dans le nord-ouest de l'Iran vivant sur le Chêne; l'adulte apparaît de mai à août. Signalé de Turquie, du bassin de la mer Noire et de Transcaucasie.

34. *Anaglyptus (Cyrthophorus) persicus* PIC et REITT.

Espèce répandue sur tout le littoral caspien de Gorgan jusqu'à Talech, vit sur les *Quercus*. Les adultes sont actifs depuis la fin avril jusqu'en juin.

35. *Anaglyptus (Cyrthophorus) simplicicornis* REITT.

Même aire de répartition et même régime que l'espèce précédente. La larve évolue dans le tronc des arbres dépérissants, morts sur pied ou abattus; adultes d'avril à août.

36. *Purpuricenus Koehleri* L.

Espèce à large aire de répartition circaméditerranéenne et mésasiatique. En Iran elle est commune à Gorgan et dans le Mazadéran (littoral de la mer Caspienne) où elle s'attaque à un très grand nombre

d'essences forestières feuillues (*Quercus*, *Salix*, *Populus*, *Robinia*) et aux arbres fruitiers (Cerisier, Abricotier, Pêcher). Nidifie seulement dans les sujets morts, dépérissants ou en complète décrépitude où les larves forent de longues galeries. Une seule génération par an avec apparition des adultes de mai à août.

A Gorgan une sous-espèce particulière a été signalée : *P. Koehleri astarabadensis* PIC.

37. *Purpuricenus budensis* GOTZ.

Biologie similaire à celle de l'espèce précédente, s'attaque dans le nord de l'Iran à un grand nombre d'essences forestières et fruitières dépérissantes ou abattues.

Galeries longues, sous-corticales; sortie des adultes de juin à août; une seule génération par an.

38. *Purpuricenus zamdnianus* SEM.

Récolté à Mekran; biologie non précisée.

39. *Purpuricenus Wachanni* LEVR.

Cette espèce bien connue dans le Proche-Orient est largement répandue en Iran où nous l'avons observée à Rezaïeh, Guilan, dans le Louristan, le Khorassan et à Téhéran (Ghara-Aghadj). Les adultes volent en juin-juillet et vivent sur les Chênes et les arbres fruitiers dépérissants.

40. *Purpuricenus Deyrollei* THOMS.

Espèce commune à Gorgan et dans les régions limitrophes notamment dans le Turkmenistan. Observé également dans le Kurdistan, Azerbaïdjan, Guilan, Mazadéran et Khorassan. Nidifie dans le bois dépérissant ou mort (sur pied ou abattu) de diverses essences forestières et fruitières; à Gorgan l'adulte vole de la fin avril jusqu'à la mi-juillet.

41. *Purpuricenus talishensis* (REITT.) SEM.

Signalé à Talech en U.R.S.S. (littoral caspien) mais observé également à Rostam-Abad (Guilan) dans le Mazadéran et sur le versant nord de l'Elbourz. Les adultes s'observent en mai et juin sur les Chênes.

42. *Morimus verecundus* FALD.

Sans importance économique; la larve a été observée à Gorgan et dans le Mazadéran vivant dans le bois dépérissant de *Quercus*, *Juglans* et *Ficus carica*.

43. *Acanthocinus elegans* GANGLB.

Très polyphage mais ne nidifie que dans le bois mort de diverses essences feuillues, observé dans la zone forestière du nord de l'Iran.

44. ***Saperda carcharias*** L.

Cette espèce commune sur les Peupliers de la région paléarctique a été observée dans le nord de l'Iran (littoral caspien) par le docteur AFCHAR où elle vit non seulement sur les *Populus* mais aussi sur les *Salix* dans le tronc desquels elle évolue. Les adultes volent en juin-juillet et passent par une courte période d'alimentation foliaire. Les larves sont d'abord sous-corticales et se nourrissent de la couche cambiale des arbres affaiblis ou dépérissants sur pied. A l'approche de l'hiver la larve s'enfonce dans la profondeur du bois et descend progressivement vers la base du tronc dans lequel elle creuse de profondes galeries; son évolution dure deux ans. La nymphose a lieu dans une logette placée immédiatement sous l'écorce que l'adulte perfore par un trou à section ovalaire au moment de la sortie. Les jeunes arbres meurent fréquemment à la suite de ces attaques, les arbres âgés résistent mieux mais dépérissent lentement.

45. ***Saperda populnea*** L.

Associé à l'espèce précédente dans le nord de l'Iran (Mazadéran, Guilan et Azerbaïdjan) elle vit sur le Peuplier et le Saule. Les adultes volent en mai-juin et les femelles pondent dans les jeunes branches ne dépassant pas 2 cm de diamètre. La durée du cycle évolutif s'accomplit également en deux ans.

46. ***Oberea oculata*** L.

Cette espèce vit également sur les *Salix* et les *Populus*. Nous l'avons observée en Iran à Téhéran, Hamadan et sur le littoral caspien. Les adultes volent de juin à août. Les larves creusent des galeries ascendantes dans le bois vivant et en sève. Les branches attaquées se dessèchent rapidement et se brisent sous l'action du vent.

47. ***Osphranteria coerulescens*** REDTB.

Nuisible aux cultures fruitières dans les vergers de la région centrale de l'Iran notamment à Téhéran et ses environs immédiats. Les adultes volent de mai à la mi-juin. Les œufs sont déposés isolément à la base des bourgeons des jeunes branches dont le diamètre ne dépasse pas 2 cm. La larve creuse une galerie descendante, d'abord sous-corticale et spiralée, puis rectiligne et plus profonde, atteignant le bois. A partir du mois d'août, les branches attaquées se dessèchent et meurent et les dégâts sont bien visibles dans les vergers envahis. Ces branches se brisent sous l'action du vent. La larve hiverne dans sa galerie profonde et se nymphose au début du printemps. L'éclosion a lieu en mai; le cycle est annuel.

Cette espèce est particulièrement nuisible dans les vergers mal soignés, touffus, où les arbres ne sont jamais soumis à une taille hivernale régulière permettant l'élimination des larves hivernantes.

II. — Buprestidae

1. ***Julodis iris*** var. ***euphratica*** CAST. et BORY.

Répandu dans la zone steppique des plateaux iraniens et dans le nord du pays (Gorgan) ainsi qu'à Ispahan et Fars. La larve évolue dans le sol sur les racines de plantes spontanées.

2. ***Pseudocastalia aegyptiaca*** GMEL. et MARS.

Espèce très commune dans la région de Téhéran, Kazvin et dans le Fars. Les larves vivent dans le bois non résineux sec, les planches, les charpentes et même les meubles.

3. ***Acmaeodera flavofasciata*** PILL. (= *persica* MNNH.; = *Tschitscherini* SEM.).

Signalé par les auteurs russes comme vivant sur les *Juniperus* en Iran; larve à habitat sous-cortical.

4. ***Ptosima undecimmaculata*** HERBST.

Commun et souvent nuisible dans les vergers de l'Iran central et occidental où il s'attaque aux arbres fruitiers à noyau (Abricotier, Prunier, Amandier, Pêcher, etc.) affaiblis ou végétant dans de mauvaises conditions édaphiques ou climatiques. Particulièrement abondant dans les vergers de Boroudjerd et Khorram-Abad. Un même arbre peut être attaqué simultanément par de nombreuses larves et le cycle évolutif est annuel; les adultes éclosent en mai.

5. ***Eurythrea aurata*** PALL.

Espèce spécifique des Salicinées, répandue dans la région nord de l'Iran (Gorgan, Ali-Abad) où elle vit dans le bois des *Salix* et *Populus* dépérissants ou morts.

6. ***Ancylocheira salomonii*** THOMS.

Également spécifique des Salicinées, signalé dans le nord de l'Iran et dans la région de Téhéran.

7. ***Dicerca aenea validiuscula*** SEM.

Signalé par les auteurs russes de Russie méridionale et du nord de l'Iran. La larve évolue dans les *Populus*, *Salix*, *Juglans*, et *Morus alba*.

8. ***Hemidicerca fritillum*** MEN.

Vit à l'état larvaire sur les *Quercus* du nord et du nord-ouest de l'Iran (Tavalech et Azerbaïdjan).

9. ***Capnodis anthracina*** FISH.

Espèce polyphage répandue en Iran où sa larve a été observée sur divers arbres fruitiers sauvages et cultivés. Importance économique nulle. L'adulte a été récolté sur *Pistacia vera* cultivé à Rafsandjan.

10. ***Capnodis carbonaria*** KLUG.

Commun dans le sud de l'Iran où il a été signalé par erreur par les auteurs russes comme nuisible au Pistachier cultivé. En fait cette espèce vit aux dépens des arbres fruitiers à noyau (Amandier, Abricotier, Prunier) sur les racines desquels la larve évolue.

11. ***Capnodis cariosa*** PALL.

Signalé comme polyphage mais confondu fréquemment avec d'autres espèces. En Iran *C. cariosa* évolue à l'état larvaire aux dépens des racines des Pistachiers cultivés (*Pistacia vera*) auquel il cause des dégâts très importants. Un arbre atteint est presque toujours condamné et 2 ou 3 larves logées dans la racine sont capables d'entraîner la mort d'un sujet ne présentant auparavant aucun signe extérieur de faiblesse. Il s'agit donc d'un parasite primaire d'une grande importance économique pour la culture du Pistachier dans le Moyen-Orient.

La biologie de *C. cariosa* reste encore mal connue, la larve doit évoluer durant deux ans et le cycle complet s'effectue vraisemblablement en 3 ans. L'adulte apparaît en abondance au mois de mai et vole jusqu'à la fin de l'été.

Les arbres attaqués dépérissent plus ou moins rapidement suivant les conditions locales de végétation.

12. ***Capnodis excisa*** MEN.

Signalé en Iran où il vit sur les *Calligonum*.

13. ***Capnodis henningi*** FALD.

Vit en Iran sur les arbres fruitiers à noyau notamment l'Amandier, le Pêcher et l'Abricotier.

14. ***Capnodis miliaris*** KLUG.

Vit dans les *Populus* où la larve creuse de larges galeries dans le tronc. Répandu dans tout l'Iran au Mokran et à Kerman; cette espèce s'attaque en particulier à *Populus euphratica*. Commun dans tout le Proche-Orient, le Moyen-Orient, l'Asie centrale et la Russie méridionale.

15. ***Capnodis miliaris metallica*** BALLION.

Signalé sur les Peupliers de la région orientale de l'Iran ainsi que dans le Fars et le Lorestan.

16. ***Capnodis porosa*** KLUG.

Vit plus spécialement aux dépens de l'Amandier; signalé par les auteurs russes de l'Iran.

17. ***Capnodis tenebrionis*** L.

Cette espèce largement répandue dans la région paléarctique méridionale et méditerranéenne est nuisible aux arbres fruitiers en Iran où elle a été signalée dans les vergers des différentes régions du territoire : Mazadéran, Azerbaïdjan, Fars, Kerman, Kazvin, Kachan et Téhéran. Sa biologie est bien connue et comme dans les autres pays, la larve évolue en Iran au collet et sur les racines des arbres fruitiers à noyau auxquels elle cause fréquemment des dégâts importants.

18. ***Capnodis tenebricosa*** OL.

L'adulte a été récolté sur les arbres fruitiers dans le sud de l'Iran. La larve vivrait d'après RIVNAY en Palestine sur les racines de *Rumex crispus*. Le même habitat est signalé par MOLLANDIN DE BOISSY en France et P. DE PEYERIMHOFF en Algérie.

19. ***Perotis chlorana*** CAST. et BORY.

Observé dans le sud de l'Iran sur Amandier, Abricotier, Prunier et Grenadier.

20. ***Perotis lugubris*** F.

Signalé en Iran, de Kazvin, du Fars et de Golpayegan. Les adultes ont été récoltés sur Rosier sauvage (*Rosa canina*) et certains arbres fruitiers à noyau (Abricotier et Cerisier) dont ils rongent les jeunes pousses et les pétiole des feuilles.

21. ***Buprestis salomoni*** THOMS.

Récolté à l'état adulte sur *Eleagnus* à Kazvin et Téhéran.

22. ***Chalcophorella stigmatica*** SCHOENH.

Récolté à l'état adulte sur des *Amygdalus* spontanés en Iran.

23. ***Chrysobothris affinis*** v. ***tetragramma*** MEN.

Signalé par les auteurs russes comme vivant en Iran sur le Pommier, le Noyer, l'Orme et les *Salix*. Sans importance économique.

24. ***Sphenoptera cambyses*** OBENB.

Espèce très nuisible aux arbres fruitiers à noyau en Iran, s'attaque aux sujets sains et vigoureux. Répandu pratiquement sur tout le territoire notamment aux environs de Téhéran, dans l'Azerbaïdjan, le Khorassan, Fars, Kerman, Kermanchah, etc.

Cycle évolutif annuel. L'adulte apparaît au début de mai et la ponte a lieu dans les fissures des écorces. Les larves forent des galeries sous-corticales d'abord dans le cambium puis s'enfoncent dans la profondeur du bois. Les arbres contaminés, notamment l'Amandier, l'Abricotier, le Pêcher et le Prunier réagissent au niveau des galeries par une abondante production de gomme.

Ce bupreste apparaît comme assez polyphage car nous l'avons observé sur *Citrus* à Langaroud (attaque larvaire).

25. ***Anthaxia (Haplanthaxia) cichorii*** OL.

Nidifie en Iran sur les branches des arbres fruitiers et du Chêne en voie de dépérissement ou affaiblis, notamment sur le Poirier, Pommier, Prunier, Cerisier, Chêne, *Salix* et *Parrotia persica*.

26. ***Anthaxia (Melanthaxia) hemochrysis*** AB.

Signalé par les auteurs russes comme vivant sur *Juniperus* dans le nord de l'Iran.

27. ***Anthaxia (Cyclanthaxia) ephippiata*** REDTH.

Signalé sur *Pistacia mutica* en Iran. (Djebal Barez). Nous l'avons ramassé également sur *Pistacia vera* à Ispahan.

28. ***Anthaxia*** (s. str.) ***bicolor*** FALD.

Peu répandu en Iran où il s'attaque aux arbres fruitiers à noyau notamment au Pêcher, Abricotier, Prunier et exceptionnellement au *Fraxinus*. Répandu en Russie méridionale, Proche-Orient et Asie centrale.

29. ***Anthaxia*** (s. str.) ***muliebris*** OB.

Même habitat que l'espèce précédente dans le nord de l'Iran. Connu de Transcaucasie et de Turquie.

30. ***Anthaxia (Callanthaxia) passerini*** PECH.

Régime larvaire inconnu; l'adulte a été observé sur différentes Rosacées en Iran.

31. ***Anthaxia judina*** STEPANOW.

Paraît spécifique des *Pistacia*. A Kazvin la larve creuse des galeries sous-corticales dans les branches des *Pistacia vera*.

32. ***Cratomerus (Trichocratomerus) intermedius*** OB. (syn. : *Anthaxia aurulenta* F.).

Vit sur les *Ulmus* et secondairement sur le Poirier dans le nord de l'Iran. Sans importance économique.

33. ***Cratomerus (Trichocratomerus) mancus*** L. (syn. : *Anthaxia manca* L.).

Espèce à vaste aire de répartition (toute l'Europe, Caucase, Turquie, etc.). Polyphage, vit dans les régions du nord de l'Iran sur *Populus*, *Robinia pseudacacia*, *Ulmus*, etc.

34. ***Cratomerus (Cryptocratomerus) angustipennis*** KLUG.

Espèce à affinité steppico-désertique récoltée sur divers Acacias et *Zizyphus spina christi* dans le sud de l'Iran. Connu de l'Afrique du Nord, de la Syrie et du Sinaï.

35. ***Cratomerus (Cryptocratomerus) fedtschenkoi*** SEM.

Vit sur les arbres fruitiers et spécialement sur le Cerisier. Signalée en Afghanistan au sud de l'U.R.S.S., observée dans le Khorassan.

36. ***Melanophila*** (s. str.) ***acuminata*** DEG.

Cette espèce inféodée aux résineux a été signalée dans le nord de l'Iran, son habitat n'est pas connu mais elle évolue vraisemblablement aux dépens des *Juniperus* ou *Cupressus*.

37. ***Melanophila*** (s. str.) ***cuspidata*** KLUG.

Polyphage, a été observé en Iran sur *Juniperus*, *Pistacia*, *Ficus*, *Populus*, etc.

38. ***Melanophila (Trachypterus) decastigma*** F.

Espèce très répandue en Iran surtout dans les régions centrales (Téhéran, Kazvin, etc.) et dans les provinces de Kerman, Fars, Lorestan, Kermanchah et Azerbaïdjan. S'attaque aux *Salix* et *Populus*, souvent avec vigueur, amenant le dépérissement rapide puis la mort des arbres. Les sujets âgés sont souvent criblés de trous de sortie. Les Saules sont plus attaqués que les Peupliers en Iran. Signalé accidentellement sur *Fraxinus*.

39. ***Melanophila (Trachypterus) picta*** PALL. (syn. : *Buprestis picta* PALL.).

Espèce spécifique des Salicinées, récoltée sur *Populus euphratica* dans le sud-est de l'Iran.

40. ***Agrilus biguttatus*** F.

Les larves de cette espèce évoluent dans la couche sous-corticale des *Quercus* en Iran.

41. ***Agrilus hastulifer*** RTZB.

Espèce forestière; elle a été récoltée sur *Quercus* et *Fagus* dans les forêts spontanées du nord de l'Iran.

42. ***Agrilus viridicerulans*** ssp. ***esfandiarii*** OB.

Cette sous-espèce est très commune sur tous les *Pistacia* sauvages et cultivés en Iran. Répandue à Kazvin et Rafsandjan (Kerman) où elle est associée avec divers *Anthaxia*. Les larves forent des galeries sous-corticales sur les branches des Pistachiers. Les adultes éclosent dès le début du printemps en forant l'écorce de petits trous ovalaires. Les branches se dessèchent rapidement lorsque l'attaque est massive; cet insecte n'a qu'une importance économique secondaire.

43. ***Anthaxia mutica*** ARN.

Espèce nouvelle ramassée à Djebal-Barez sur *Pistacia mutica*. Cet insecte a été identifié et décrit en U. R. S. S. par L. ARNOLDI.

III. — Scarabaeidae

1. ***Oryctes elegans*** PRELL.

La larve de cet insecte est nuisible au palmier-dattier. Elle s'attaque à la base des régimes et au rachis, dans les palmeraies du sud de l'Iran (Bam, Chahdad, Baloutchestan, etc.). Dégâts sporadiques et secondaires. Signalé également dans les palmeraies au sud de l'Irak et de l'Arabie.

2. ***Pentodon idiota*** HRBST.

La larve très polyphage se nourrit de racines vivantes de différents végétaux et aussi de matières organiques décomposées. Son cycle évolutif est de trois ans. Dans le sud de l'Iran (Khuzestan) la larve de *P. idiota* s'attaque aux racines de canne à sucre et cause des dégâts importants. A Rafsandjan (Kerman) nous l'avons observée dans les plantations de Pistachiers. L'adulte apparaît de la seconde quinzaine d'avril jusqu'en juin. La larve se nymphose vers la fin de la deuxième année d'évolution et les adultes hivernent dans le sol pour ne sortir qu'au printemps suivant (troisième année).
AFSHAR signale la larve de cette espèce dans le nord de l'Iran vivant sur les racines de Betterave, de Pastèque, de Maïs, de Blé et de Vigne.

3. ***Anisoplia austriaca*** HERBST.

Espèce répandue à l'ouest de l'Iran particulièrement dans la province de Kurdestan ainsi qu'à Ardabil (Azerbaïdjan). Les adultes sortent vers la fin mai. La larve vit sur les racines des Graminées sauvages et des Céréales cultivées. La biologie de cette espèce se rapproche de celle de *A. leucaspis* avec laquelle elle est souvent associée dans les cultures de blé de l'ouest de l'Iran. La ssp. *major* a été récoltée à Kazvin et dans l'Azerbaïdjan; elle ne paraît pas nuisible.

4. ***Anisoplia leucaspis*** CAST.

Cette espèce est la plus nuisible aux cultures de céréales en Iran. On la trouve en abondance dans la province de Kurdestan et aussi aux environs de Téhéran (Varamine). La larve hiverne dans le sol la première et la deuxième année de son évolution. La nymphose a lieu seulement au printemps de la seconde année et les adultes volent de la fin mai au courant de juin. Ils se portent sur les épis de blé et d'orge bien développés à cette époque. Ils s'y fixent la tête dirigée vers le bas et dévorent des grains laiteux nouvellement formés.

Leur activité est diurne et dès la tombée de la nuit ils s'abritent dans les fissures du sol ou sous les mottes de terre. Le matin ils reprennent leur activité dès que la température est suffisamment élevée (entre 8 et 9 heures). Le vol a lieu pendant les heures chaudes du milieu de la journée et l'accouplement n'a lieu que plusieurs jours après la sortie. La ponte débute au début de juin, de 10 à 15 jours après la sortie des adultes. Chaque femelle dépose une cinquantaine d'œufs dans le sol à une profondeur variant de 8 à 20 cm suivant le degré d'humidité de la terre. Dans les sols peu humides les œufs sont enfouis plus profondément mais en général la ponte se concentre dans les sols humides.

Les larves néonates se nourrissent de matières organiques décomposées puis se portent par la suite sur les racines vivantes des Graminées et autres plantes spontanées. Si le sol est peu humide les larves s'enfoncent jusqu'à 30 cm de profondeur et remontent plus en surface à l'époque des pluies automnales. Durant la période hivernale leur activité est arrêtée pour ne reprendre qu'au printemps suivant. Au cours de cette deuxième année, les larves plus voraces s'attaquent également aux racines des Graminées. Leurs dégâts deviennent importants surtout à partir du deuxième automne lorsqu'elles dévorent les plants de Blé nouvellement semés.

La nymphose a lieu au printemps suivant à une profondeur de 5 à 15 cm suivant l'humidité du sol, la durée du stade nymphal n'est que de 2 à 3 semaines. La vie larvaire dure donc de 20 à 22 mois.

5. ***Anisoplia segetum*** HBST.

Espèce sans intérêt économique peu répandue en Iran.

6. ***Anisoplia agricola*** PODA.

Espèce observée parfois dans la région centrale et occidentale de l'Iran. Sans importance économique.

7. ***Adoretus persicus.***

Cette espèce se montre parfois très nuisible à diverses cultures fruitières dans les provinces centrales de l'Iran. Nous l'avons également observée à Chiraz, Zabol, etc. Les adultes apparaissent dès le début

de juin excepté dans le sud où leur sortie est plus précoce. Ils volent en essaim à la tombée de la nuit et dévorent le feuillage des Pommier, Poirier, Cerisier, Pêcher et Prunier et aussi des Peupliers, leurs mœurs sont nocturnes. L'adulte détruit tout le parenchyme foliaire en ne laissant intact que les nervures principales. Un arbre peut être presque totalement défeuillé en une nuit. Au lever du jour les adultes vont se réfugier dans les fissures du sol ou sous divers autres abris.

Le cycle évolutif de cet insecte est pratiquement inconnu. La ponte n'a pas été observée, ni la vie larvaire. Les larves évoluent dans le sol et se nourrissent de racines de plantes spontanées.

8. *Adoretus nigrifrons* STEV.

Espèce signalée par les auteurs russes en Russie méridionale, en Afghanistan et dans l'est de l'Iran.

Les adultes s'attaquent au feuillage de différentes essences feuillues et particulièrement à celui des *Eleagnus*.

9. *Polyphylla adspersa* MOTSH.

Ce hanneton vole du début de juin à juillet, à la tombée de la nuit. Durant le jour les adultes restent abrités immobiles sur les arbres sans se nourrir. Après l'accouplement la femelle pond dans le sol et l'incubation des œufs dure environ un mois. L'évolution larvaire se prolonge pendant trois hivers successifs et la nymphose a lieu en mai de la troisième année. La larve se nourrit des racines de différentes plantes et se montre fréquemment nuisible aux arbres fruitiers et aux pépinières. Cependant les dégâts commis par les larves sont rarement importants; on a signalé des attaques sur ceps de Vigne dans le nord-est de l'Iran (Khorassan) ainsi qu'en U.R.S.S. et le nord de la Turquie.

10. *Polyphylla olivieri* CAST.

Cette espèce est la plus nuisible de tous les *Scarabaeidae* en Iran. Elle est très répandue dans les régions centrales, les provinces de l'est, de l'ouest de l'Iran ainsi que dans le sud (Fars) et dans le nord-est (Gorgan et Maraveh Tapeh). Elle est particulièrement nuisible aux environs de Téhéran.

Les hannetons apparaissent à partir de la mi-juin; ils volent d'un vol très lourd et sont attirés la nuit par la lumière des lampes. Le vol se prolonge jusqu'à la fin juillet mais c'est pendant la seconde quinzaine du mois de juin que l'on observe la sortie maxima.

Les adultes se nourrissent légèrement de pousses tendres des différentes essences arbustives feuillues. Après l'accouplement, la femelle pond une trentaine d'œufs de forme sphérique et de couleur blanchâtre au collet des arbres ou dans toute autre culture où la terre est meuble. Elle affectionne plus particulièrement les sols légers et irrigués des jardins et des vergers. L'incubation de l'œuf dure environ

un mois et la jeune larve très mobile se déplace facilement dans le sol. Elle s'enfonce en profondeur au fur et à mesure que la température baisse avec l'approche du froid hivernal; en hiver, on peut les observer jusqu'à 50 cm de profondeur. Au printemps suivant, la larve remonte vers la surface et s'attaque aux racines superficielles des plantes. La larve passe normalement trois hivers dans le sol; cependant les auteurs russes signalent que le stade larvaire peut se prolonger durant 5 ans. La nymphose a lieu au mois de mai de la troisième année et les adultes apparaissent dès la mi-juin. Le cycle évolutif est donc normalement de trois ans en Iran.

P. olivieri cause des dégâts considérables, à l'état larvaire, dans les cultures de l'Iran. La larve, à régime très polyphage, s'attaque aussi bien aux pépinières qu'aux plantations âgées. Ce sont les jeunes arbres fruitiers de 3 à 10 ans qui sont les plus sensibles; dans la région de Téhéran des milliers de jeunes sujets sont tués chaque année par l'attaque des vers blancs aux racines; le Cerisier et le Poirier sont les plus sensibles. Nous avons observé des larves sur les racines de gros Platanes âgés de 50 ans ou davantage mais ces sujets vigoureux résistent bien aux morsures. Le Frêne, l'Orme et le Pistachier sont également attaqués par les vers blancs. Les plantes herbacées sont tuées par l'attaque d'une seule larve. Dans la région de Téhéran les Pelargoniums qui sont plantés en grand nombre pour l'ornementation des jardins d'agrément sont particulièrement sensibles aux attaques de *P. olivieri*.

12. ***Polyphylla alba*** L.

Espèce signalée de Saravan (Mekran) sans importance économique réelle.

13. ***Melolontha pectoralis*** GERM.

Espèce récoltée à Gorgan et dans le Mazadéran; sans importance économique réelle.

14. ***Melolontha kreutzi*** REITT. — (syn. : *M. tibialis* KG.).

Cette espèce est répandue sur tout le littoral de la mer Caspienne depuis Talech jusqu'à Gorgan. Elle est assez commune à la lisière de la zone forestière. La larve, très polyphage, a été récoltée sur les racines d'un grand nombre d'arbres fruitiers tels que les Poirier, Pommier, Prunier, Cerisier et Abricotier ainsi que sur les racines de Frêne, de Chêne, de *Robinia*, etc.

Les adultes apparaissent de la fin avril au début de mai et le cycle évolutif paraît être de trois années.

15. ***Anoxia pilosa*** F.

Espèce signalée dans le nord de l'Iran. Les adultes ont une activité nocturne, se cachant pendant la journée sous les mottes ou les fissures du sol.

Les larves sont polyphages, elles ont été observées en Iran sur les racines de Vigne et d'un certain nombre d'arbres fruitiers. Elles sont particulièrement nuisibles dans les jeunes pépinières.

16. ***Oxythirea cinctella*** SCHAUM.

Espèce commune dans les régions du nord (Khorassan) et dans les provinces centrales de l'Iran. Nous l'avons récoltée aussi à Chiraz et Khafrak (Fars) et à Bardsir (Kerman). Très répandue également sur toute la côte de la mer Caspienne et aux environs de Téhéran.

Les adultes s'attaquent aux roses épanouies et on en observe souvent deux ou trois individus dans une même fleur. Si la fleur n'est pas tout à fait ouverte, l'adulte pratique sur le côté du bouton une perforation pour atteindre l'intérieur dans lequel il s'introduit et qu'il dévore. Il s'attaque surtout aux étamines et au pïstil. Cette espèce s'attaque également aux fleurs d'autres Rosacées aux environs de Téhéran telles que le Prunier, le Cognassier; nous l'avons observée également sur les fleurs de *Papaver* dans la région de Fizabad (Khorassan).

17. ***Tropinota hirta*** PODA.

Cette espèce répandue dans tout l'Iran possède à peu près la même distribution géographique que l'espèce précédente à laquelle elle est très souvent associée. La larve à évolution souterraine n'est pas nuisible aux plantes cultivées. Les adultes s'attaquent par contre aux pièces florales d'un grand nombre d'arbres fruitiers de la fin avril à la fin mai. Les Pommier, Poirier, Prunier, Pêcher, Cerisier, Amandier, Abricotier et Rosier sont particulièrement attaqués.

Dans la province de Saveh les vergers constitués uniquement de Grenadiers souffrent très sérieusement de l'attaque de cet insecte pendant les années de grande invasion. Les adultes s'introduisent dans les fleurs de cet arbre et dévorent les pièces florales, en particulier les étamines; la récolte des grenades se trouve partiellement compromise.

SUMMARY

The authors made a great deal of original observations about the biology of phytophagous and xylophagous *Coleoptera* from Iran. In this first list, the representative of families of *Cerambycidae*, *Buprestidae* and *Scarabaeidae* are checked. Most of the species here included are newly recorded in Iran and their biology was unknown till the present time.

The present contribution shall be followed in near future by a second list including other phytophagous Coleoptera from the same country.

LA SYSTÉMATIQUE DU GENRE *FUSARIUM* SELON SNYDER ET HANSEN

PAR

C. M. MESSIAEN

I. — INTRODUCTION

La monographie des *Fusarium* de WOLLENWEBER et REINKING [1], difficilement accessible au lecteur français (*) se révèle d'une utilisation délicate même pour ceux auxquels l'ouvrage est devenu familier.

En effet, si la clef des sections est d'un usage relativement simple, la détermination des espèces met en jeu de minimes différences en longueur et largeur des conidies, entraînant de nombreuses mensurations, et des différences de couleur et d'aspect de colonies souvent peu appréciables.

Les travaux récents de SNYDER et HANSEN, dont les publications sur ce sujet vont de 1940 à 1957 [4, 5, 6, 7, 8, 9], ont montré que les distinctions des espèces de WOLLENWEBER étaient le plus souvent dépourvues de signification. Si l'on fait une synthèse des mises au point successives, réalisées par ces auteurs, il est possible de concevoir un système de détermination relativement simple des espèces du genre *Fusarium*. On ne doit cependant pas croire que tout soit connu sur les *Fusarium*. On peut penser que le système de SNYDER et HANSEN, restant valable dans son esprit, sera sujet dans l'avenir à des révisions.

II. — VARIABILITÉ GÉNOTYPIQUE ET PHÉNOTYPIQUE DES *Fusarium* EN CULTURE

SNYDER et HANSEN ont montré que la plupart des caractères employés par WOLLENWEBER et REINKING, pour délimiter les espèces, étaient sujets à de grandes fluctuations génétiques. En ensemençant de façon répétée une seule conidie, pour les formes ne produisant pas de périthèces, ou par ensemencements monoascospores pour les autres, ces auteurs ont mis en évidence une variabilité pour la taille des spores,

(*) Dont l'esprit pénètre en général assez mal les difficultés de la langue allemande. On trouvera une traduction anglaise de la clef de détermination et des descriptions d'espèces de WOLLENWEBER dans *A manual of soil fungi* de GILMAN [2]. La clef des sections pourra être consultée en français dans *Les champignons parasites des plantes cultivées* de VIENNOT-BOURGIN [3].

REVUE DE PATHOLOGIE VÉGÉTALE
ET D'ENTOMOLOGIE AGRICOLE DE FRANCE
T. XXXVIII - N° 4 - OCTOBRE-DÉCEMBRE 1959.

la couleur des colonies, le type de fructification, qui, pour la plupart des souches étudiées, entrait dans le cadre d'une section de Wollenweber, ou même de plusieurs sections.

D'autre part, Zachariah, Hansen, et Snyder [8] ont montré que les conditions d'éclairement et de température influencent de façon considérable la couleur des cultures et leur type de fructification. Les descriptions d'espèces de Wollenweber ne sont valables que dans certaines de ces conditions.

Snyder et Hansen considèrent donc comme nulles les distinctions spécifiques de Wollenweber, et regroupent le genre *Fusarium* en neuf grandes espèces, pour lesquelles on peut donner une clef de détermination simple. (*cf. infra*).

III. — Spécialisation biologique et morphologique

Du point de vue phytopathologique de grandes variations de virulence existent à l'intérieur des grandes espèces délimitées par Snyder et Hansen. Ceux-ci proposent alors de considérer des « formes spécialisées » caractérisées par leur virulence sur un hôte et non par critères morphologiques.

A l'intérieur de ces formes spécialisées on pourra être amené à distinguer des « races physiologiques, suivant leur aptitude à attaquer diverses variétés de l'hôte ».

Ainsi une forme de *Fusarium oxysporum* attaquant le pois (*Pisum sativum*) sera désignée de la façon suivante :

Fusarium	*oxysporum*	f. sp. *pisi*	race 2
genre	espèce	forme spécialisée	race physiologique

Le genre et l'espèce reposent sur des caractères morphologiques, la forme spécialisée et la race sur des caractères biologiques. Dans le cas cité, la f. sp. *pisi* provoque une maladie vasculaire du pois, la race 2 étant virulente sur la variété Alaska, mais non sur la variété Delwiche Commando.

Un *Fusarium oxysporum* isolé du sol, ou de végétaux pourrissants, ne peut être rangé dans une forme spécialisée qu'à la suite d'inoculations donnant un résultat positif sur un hôte.

Cependant, plus récemment, Snyder et Hansen reconnaissent que dans certains cas des subdivisions morphologiques valables peuvent être admises. Considérant que ces individualités ont une signification taxonomique comparable à celle des variétés de plantes cultivées, ils proposent de leur donner le nom de « cultivars ».

Ils reconnaissent ainsi dans *Fusarium roseum* l'existence des cultivars *Graminearum*, *Avenaceum*, *Culmorum*, *Sambucinum*, *Equiseti* et *Acuminatum*.

Ces individualités morphologiques ou « cultivars » sont en principe indépendantes de la spécialisation biologique, ce qui conduit à appeler le même organisme :

Fusarium oxysporum f. sp. *pisi* race 3
ou *Fusarium oxysporum* var. *redolens*

suivant que l'on adopte le point de vue biologique ou morphologique. SNYDER et HANSEN semblent admettre que l'on puisse combiner ces deux nomenclatures pour écrire par exemple :

Fusarium roseum f. sp. *cerealis* var. *culmorum*

pour *le F. Culmorum* des anciens auteurs.

Il peut sembler décevant, après une belle simplification, de revenir à une nomenclature compliquée. Cela tient sans doute à ce que de grandes questions posées par l'évolution du genre *Fusarium* ne sont pas encore résolues.

IV. — INCERTITUDES ET SUPPOSITIONS SUR L'ÉVOLUTION DES *Fusarium*

Les travaux de SNYDER et HANSEN ont montré que l'évolution morphologique des *Fusarium* peut être rapide, du moins en culture. Les « cultivars » de *F. Roseum*, par exemple, peuvent dériver l'un de l'autre par mutation ou hybridation. Une question vient immédiatement à l'esprit : en est-il de même pour les formes spécialisées? Nous sommes beaucoup moins renseignés à ce sujet. Cependant, quelques faits nous permettront de dégager une hypothèse :

a) Il est de notoriété générale que les souches de *Fusarium* perdent peu à peu leur virulence en milieu artificiel.

b) L'apparition de *Fusarium oxysporum* f. sp. *Lycopersici* race 2 a suivi de quelques années la découverte du gène majeur de résistance à la race 1 provenant de *Lycopersicum Pimpinellifolium*.

c) BUXTON [10] a montré qu'un contact prolongé avec les exsudats de racines de la variété Alaska, résistante à la race 1 de *F. oxysporum* f. sp. *pisi* pouvait donner à une souche de cette race les caractères de la race 2.

d) HENDRIX et NIELSEN [11] ont constaté que *F. oxysporum* f. sp. *batatas* et *F. o.* f. sp. *Lycopersici* pouvaient se perpétuer sans provoquer de symptômes sur des plantes différentes de leur hôte spécifique. Après passage sur patate douce la f. sp. *Lycopersici* a montré une virulence atténuée.

e) ARMSTRONG [12] a observé que *F. oxysporum* f. sp. *Apii* était capable de provoquer une maladie vasculaire du pois. De même HEN-

DRIX a obtenu des symptômes sur patate douce avec *F. o.* f. sp. *Nicotianae*.

Ces faits nous permettent donc de supposer qu'il existe des parentés entre formes biologiques attaquant des hôtes différents (e), que des formes nouvelles peuvent naître par adaptation (b — c), et que la vie saprophytique ou la perpétuation sur des hôtes non sensibles peuvent atténuer la virulence (a — d).

Nous pouvons donc concevoir chaque grande espèce comme un ensemble de formes en voie d'évolution morphologique et biologique. A chaque système agricole de cultures correspond un ensemble de formes prédominantes. La variabilité potentielle des espèces est révélée lorsqu'on les soumet à des conditions nouvelles : culture en milieu artificiel (variation morphologique), mise en culture de nouvelles plantes ou variétés (variation biologique).

V. — Clef des espèces

A. — Microconidies présentes.

B. *Microconidies piriformes* sur des conidiophores en forme de bouteille.
F. Tricinctum

BB. *Micronidies petites et elliptiques.* Conidiophores allongés.

C. *Pas de chlamydospores.*

D. Macroconidies à parois épaisses, grandes (> 50 μ) nombre de cloisons élevé (5 à 10).
F. Rigidiuscula

DD. Macroconidies étroites à parois minces. Microconidies abondantes.
F. Moniliforme

CC. *Chlamydospores présentes.*

D. Macroconidies fines et allongées à parois minces finement pointues à l'extrémité, de largeur moyenne comprise entre 3 et 4,5 μ. Masse de spores ocre, rose ou chamois, pigment rose, mauve ou violet.
F. Oxysporum

DD. Macroconidies trapues à parois épaisses, ne se terminant pas par une pointe fine, de largeur moyenne comprise entre 4,5 et 5,5 μ. Masse de spores crème, jaune, souvent infiltrée par le pigment bleu, bleu verdâtre, ou brun violet.
F. Solani

AA. — Pas de microconidies.

B. *Macroconidies non pédiformes.*
(Il est impossible de distinguer le côté par lequel la conidie était insérée sur le conidiophore).

C. Conidies très minces et très longues, terminées par un prolongement filiforme.
F. Ciliatum

CC. Conidies de forme très variable, colonies à croissance lente, formées d'un amas de spores, brillamment colorées.
F. Episphaeria

CCC. Les conidies ne sont jamais produites en masse, le mycélium est blanc et floconneux, à croissance rapide. La taille des conidies est de 15 à 25 µ.
F. Nivale

BB. *Macroconidies pédiformes.*

C. Macroconidies dont la cellule terminale est rétrécie en forme de bec et le pied incurvé, masse de spores jaune, saumon ou rose. Pigment orangé, brun ou bleu, sclérotes bruns ou bleus. Colorations analogues à celles que présente *F. oxysporum*.
F. Lateritium

CC. Macroconidies à extrémités pointues s'amincissant régulièrement. Mycélium blanc, jaune ou rose. Spores en masse jaune, rose ou brune, pigment jaune, rose, rouge ou rouge brun, jamais violet ni bleu.
F. Roseum

VI. — Formes spécialisées et cultivars

Fusarium tricinctum (cda) sn. et h.

Cette espèce très particulière est, soit saprophyte, soit parasite des boutons d'Œillets. Nous l'avons également observée sur épis de Maïs [13]. On l'a plus récemment trouvée sur des inflorescences de céréales charbonnées [14]. Dans tous les cas où *F. Tricinctum* a été observé comme parasite des plantes cultivées, il était associé à un Acarien : *Pediculoides* (ou *Siteroptes*) *graminum*. On peut donc penser que le *Fusarium* n'est pas virulent par lui-même, mais seulement en association avec l'Acarien.

Snyder a proposé de créer une f. sp. *Poae* pour le parasite de l'Œillet, mais nous pouvons penser que l'association qui parasite les épis de Maïs ou les céréales charbonnées est la même que celle qu'on trouve sur les boutons d'Œillet.

La forme parfaite est inconnue.

Fusarium rigidiuscula (brick) sn. et h.

Cette espèce saprophyte ou faiblement parasite sur végétaux ligneux dans les régions tropicales semble monotypique et caractéristique. Sa forme parfaite est *Calonectria rigidiuscula* (berk. et brme) Sacc.

Fusarium moniliforme (sheld.) sn. et h.

Snyder et Hansen ont réuni dans cette espèce toutes les formes comprises dans la section *Liseola*.

Par la suite, ils ont admis que les souches qui, contrairement au type, produisent leurs microconidies non en chaînes, mais en « fausses têtes », constituaient un cultivar : *F. Moniliforme* var. *subglutinans*.

On peut remarquer que les souches de *F. Moniliforme* peuvent présenter un caractère de spécialisation :

Les souches provenant de Riz, sur lequel elles provoquent le « bakanae disease » sont capables, en milieu artificiel, de produire de la Gibberelline (substance de croissance), alors que les souches provenant de Maïs ou saprophytes n'en produisent pas.

Cette particularité pourrait rendre légitime la création d'une race biologique.

La forme parfaite est : *Gibberella moniliforme* (sheld) sn. et h.

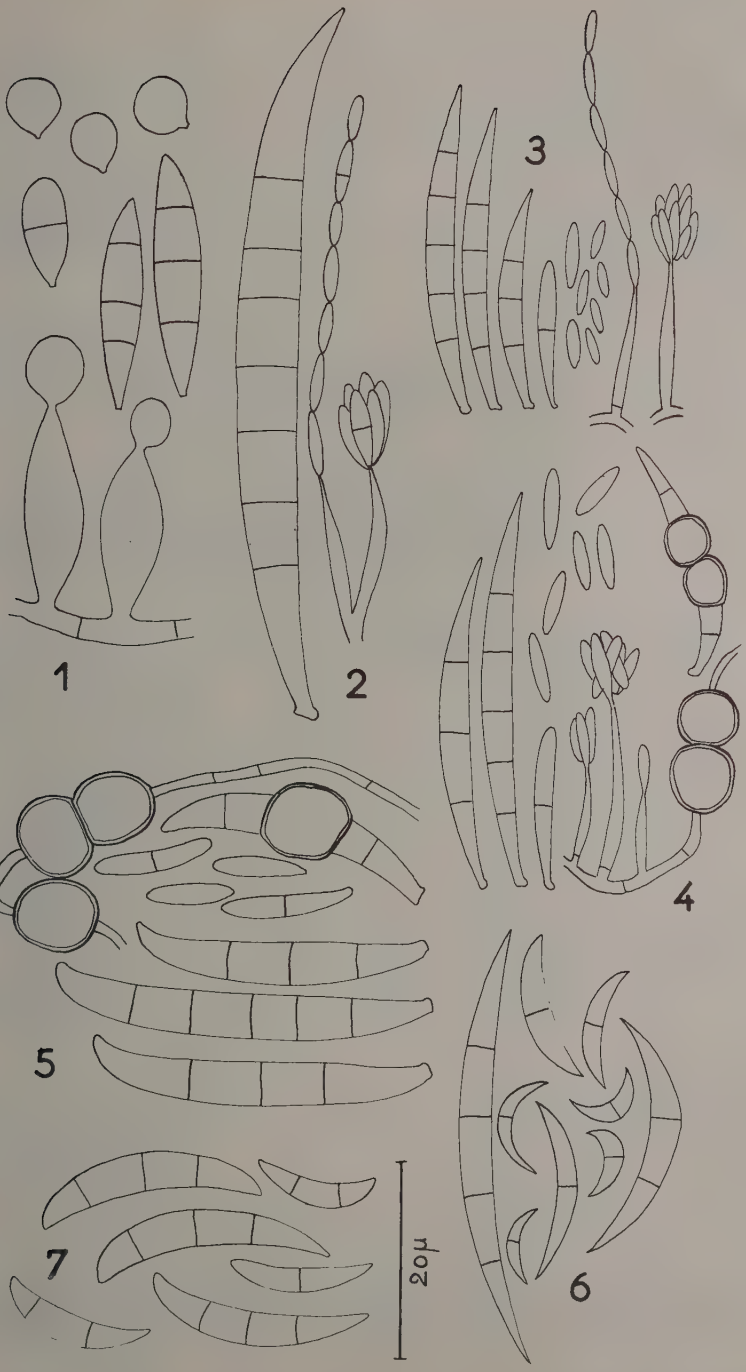
Fusarium Oxysporum (sheld.) sn. et h.

C'est dans la grande espèce *F. Oxysporum* correspondant à la section *Elegans* de Wollenweber, que nous trouvons la plupart des agents provoquant des maladies vasculaires. Snyder et Hansen distinguent :

1° Un cultivar : *F. Oxysporum* var. *redolens*, caractérisé par des macroconidies renflées au tiers supérieur. Certaines formes parasites des Légumineuses (en particulier *F. o.* f. sp. *pisi* race 3) présentent cette particularité.

Légende de la planche I

Fig. 1 : *F. Tricinctum* ; Fig. 2 : *F. Rigidiuscula* ;
Fig. 3 : *F. Moniliforme* ; Fig. 4 : *F. Oxysporum* ; Fig. 5 : *F. Solani* ;
Fig. 6 : *F. Episphaeria* ; Fig. 7 : *F. Nivale*.


1
2
3
4
5
6
7
20μ

2° De nombreuses formes spécialisées, dont nous donnons ci-dessous une liste aussi complète que possible.

Apii (NELS. et SHERB.) SN. et H.	Céleri.
Batatas (WR) SN. et H.	Patate douce.
Betae (STEW.) SN. et H.	Betterave.
Callistephi (BEACH) SN. et H.	Reine-marguerite.
Cepae (HANZ) SN. et H.	Oignon.
Conglutinans (WR) SN. et H.	Chou.
Cubense (EF. S) SN. et H.	Bananier.
Cucumerinum	Concombre.
Dianthi (PRILL. et DEL.) SN. et H.	Œillet.
Gladioli (MASSEY) SN. et H.	Glaïeul.
Lini (BOLLEY) SN. et H.	Lin.
Lupini SN. et H.	Lupin.
Lycopersici (SACC.) SN. et H.	Tomate.

Race 1 : n'attaque pas les variétés possédant le gène majeur de résistance provenant de *Lycopersicum Pimpinellifolium* (Jefferson — Panamerica etc.).

Race 2 : attaque ces variétés.

Medicaginis (WEINER) SN. et H.	Luzerne.
Melonis LEACK et CRW.	Melon.
Narcissi (CKE. et MASS.) SN. et H.	Narcisse.
Nicotianae (JOHNS) SN. et H.	Tabac.
Niveum (E. F. S) SN. et H.	Melon d'eau.
Pisi (LINDF.) SN. et H.	Pois.

Race 1 : flétrissement rapide chez Onward, Alaska et Delwiche Commando sont résistants.

Race 2 : flétrissement lent chez Onward et Alaska, Delwiche Commando est résistant.

Race 3 : « Maladie de Saint-Jean » sur Onward, Alaska et Delwiche Commando.

Phaseoli KENDR. et SN.	Haricot.
Pini (HARTIG) SN. et H.	Pin.
Raphani KENDR. et SN.	Radis.
Tracheiphilum (E. F. S) SN. et H.	Vigna sinensis.
Tuberosi (WR.) SN. et H.	Pomme de terre.
Vasinfectum (ALK.) SN. et H.	Cotonnier.
Xylarioides DELASSUS.	Caféier.

La forme parfaite est inconnue, excepté pour *F. Oxysporum* f. sp. *xylarioides* récemment décrit sur le caféier, et qui produit des périthèces : *Gibberella Xylarioides* [15].

Fusarium Solani (MART.) (APP. et WE) SN. et H.

Dans cette espèce est comprise toute la section *Martiella* de WOLLENWEBER. Par la suite SNYDER et HANSEN ont reconnu que la forme *Coeruleum*, méritait de constituer un « cultivar ». Nous distinguerons donc avec SNYDER et HANSEN :

F. Solani f. sp. *cucurbitae* SN. et H.	Courges.
F. Solani f. sp. *eumartii* (CARP.) SN. et H.	Flétrissement des tiges de Pomme de terre.
F. Solani f. sp. *Phaseoli* (BURK.) SN. et H.	Haricot.
F. Solani f. sp. *Pisi* (JONES), SN. et H.	Pois.
F. Solani f. sp. *Radicicola* var. *coeruleum* SN. et H.	Pourriture sèche des tubercules de Pomme de terre.

La forme parfaite : *Hypomyces Solani* (RKE. et BERTH) SN. et H. et sa forme spécialisée *H. Solani* f. sp. *Cucurbitae* SN. et H. ont servi à SNYDER et HANSEN pour des travaux d'ordre génétique.

Fusarium ciliatum (LK.) SN. et H.

Cette espèce, aux spores très caractéristiques, se rencontre sur Insectes, sur d'autres Champignons ou dans le sol. Sa forme parfaite est *Calonectria Ciliatum* (LK) SN. et H. Son intérêt est nul en Pathologie végétale.

Fusarium Episphaeria (TODE) SN. et H.

Cette espèce, correspondant aux sections *Submicrocera* et *Pseudomicrocera* de WOLLENWEBER, est généralement saprophyte. SNYDER et HANSEN admettent l'existence de deux cultivars :

F. episphaeria var. *dimerum* pour les formes à petites spores bicellulaires.

F. episphaeria var. *gigas* pour les formes à grandes spores.

La forme parfaite est *Nectria episphaeria*. Une forme spécialisée *F. episphaeria* f. *coccophila* (DESUM.) SN. et H. (*Nectria episphaeria* f. *coccophila* (DESUM.) SN. et H. attaque les cochenilles.

Fusarium nivale (FR.) SN. et H.

Ce Fusarium est surtout fréquent dans les régions à hiver froid. SNYDER et HANSEN groupent les formes virulentes sur céréales dans la forme spécialisée :

F. nivale f. sp. *graminicola* (BERK. et BRME) SN. et H.

La forme parfaite est *Calonectria nivale* (FR.) SN. et H.

Fusarium Lateritium (NEES) SN. et H.

Cette espèce se rencontre comme saprophyte ou parasite sur les rameaux des végétaux ligneux. Sa forme parfaite est : *Gibberella Lateritium* (NEES.) SN. et H.

On a récemment [16] rattaché à *F. Lateritium* trois souches provoquant des maladies vasculaires chez des Légumineuses. Ces souches avaient été précédemment rangées dans la section *Orthoceras*, puis rattachées par Snyder et Hansen à *F. Oxysporum*. Il s'agit de :

F. Lateritium f. sp. *Ciceri* (padwick) erwin.	Pois chiche
F. Lateritium f. sp. *Crotalariae* (padw.) gord.	sur *Crotalaria juncea.*
F. Lateritium f. sp. *Cajani* (padw.) gord.	sur *Cajanus Indicus.*

Fusarium Roseum (lk) sn. et h.

Snyder et Hansen ont regroupé dans cette grande espèce les sections *Roseum*, *Arthrosporiella*, *Gibbosum* et *Discolor* de Wollenweber, en groupant dans la f. sp. *cerealis* les espèces se comportant en parasites actifs sur céréales.

Par la suite, ils ont reconnu que l'on pouvait distinguer des « cultivars » (restant bien entendu que des souches peuvent passer d'un « cultivar » à l'autre par mutation.

Nous distinguerons donc les formes suivantes (v. fig. 2) :

1° *Souches virulentes sur céréales* :

Fusarium roseum f. sp. *cerealis* var. *culmorum*. — Spores larges et trapues, à 5 cloisons en majorité. Chlamydospores fréquentes.

Conidies à 3 cloisons : 30 × 5,5 μ.
— à 5 cloisons : 40 × 6 μ.

Fusarium roseum f. sp. *cerealis* var. *graminearum*. — Spores moyennement allongées, 3 à 5 cloisons en majorité. Chlamydospores rares ou absentes, périthèces fréquents (*Gibberella roseum* f. sp. *cerealis*).

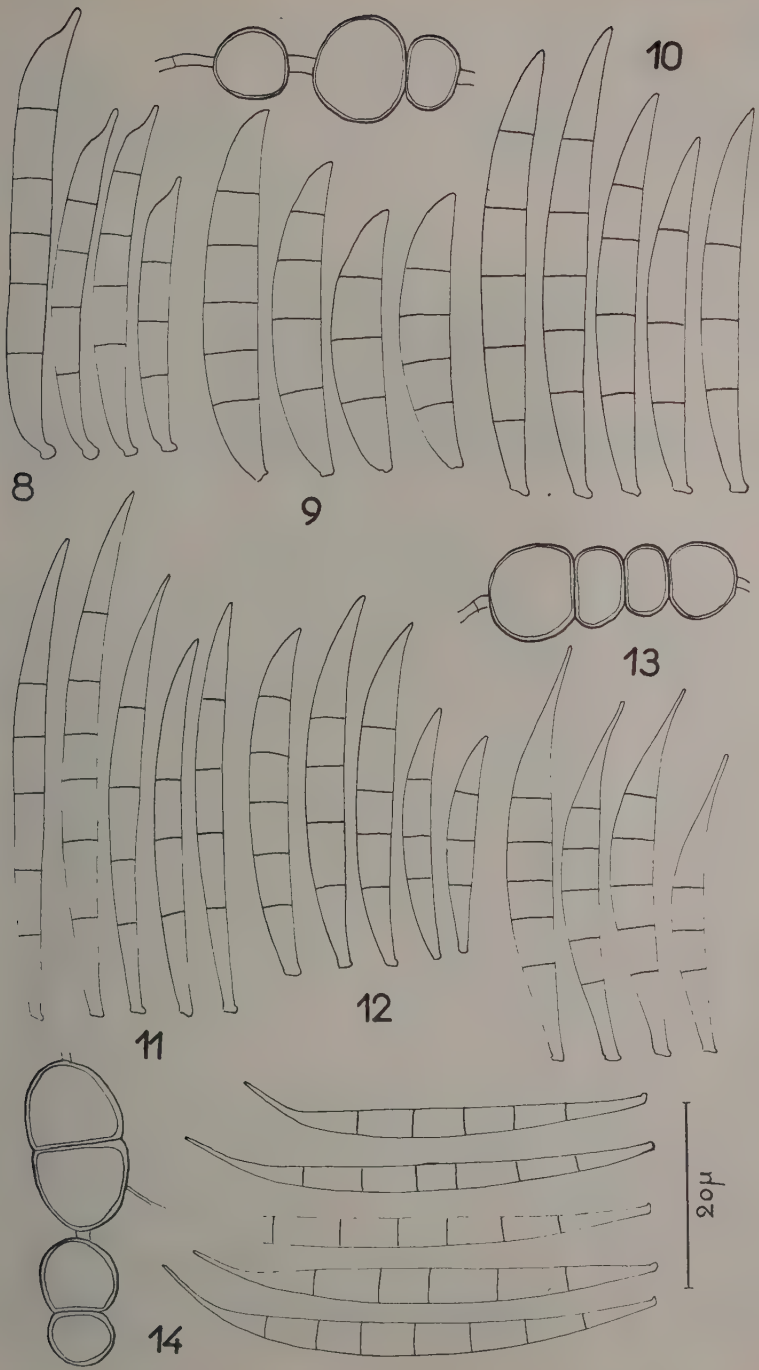
Conidies à 3 cloisons : 40 × 4 μ.
— à 5 cloisons : 50 × 5 μ.

Fusarium roseum f. sp. *cerealis* var. *avenaceum*. — Spores très longues, 3 à 5 cloisons en majorité. Chlamydospores absentes.

Conidies à 3 cloisons : 40 × 3 μ.
— à 5 cloisons : 55 × 4 μ.

Légende de la Planche II

Fig. 8 : *F. Lateritium*; Fig. 9 : *F. Roseum* var. *Culmorum*;
Fig. 10 : *F. Roseum* var. *Graminearum*; Fig. 11 : *F. Roseum* var. *Avenaceum*;
Fig. 12 : *F. Roseum* var. *Sambucinum*; Fig. 13 : *F. Roseum* var. *Equiseti*;
Fig. 14 : *F. Roseum* var. *Acuminatum*.


8
9
10
11
12
13
14
20μ

2° *Souches non virulentes sur céréales* :

Fusarium roseum var. *sambucinum*. — Spores moyennement allongées, assez irrégulières, 3 à 5 cloisons en majorité. Chlamydospores absentes.

Conidies à 3 cloisons : 25 × 3 μ.
— à 5 cloisons : 40 × 3,5 μ.

Fusarium roseum var. *equiseti*. — Spores arquées, extrémité se terminant en pointe, 5 cloisons en majorité. Chlamydospores nombreuses.

Conidies à 3 cloisons : 30 × 4 μ.
— à 5 cloisons : 45 × 4,5 μ.

Fusarium roseum var. *acuminatum*. — Spores très allongées, extrémité se terminant en pointe, 5 cloisons en majorité. Chlamydospores nombreuses.

Conidies à 5 cloisons : 45 × 4 μ.
— à 7 cloisons : 55 × 4,5 μ.

Cette clef doit être considérée comme provisoire. En effet, des *F. Roseum* ont été signalés comme pathogènes sur d'autres plantes que les Graminées : Œillet, Fève, Pomme de terre, Asperge, Fruits etc. Doivent-ils être considérés comme des formes spécialisées? Peu d'essais d'infection croisée ont été réalisés si bien qu'il ne peut encore être répondu à cette hypothèse.

Récemment Tammen [16] a étudié la virulence comparée sur Œillet et sur Blé de 62 souches de *F. Roseum* provenant de Blé, d'Œillets, et de plantes diverses. Aucune spécialisation parasitaire n'existe d'après lui, la virulence des souches étant variable, mais variant dans le même sens sur Œillet et sur Blé. Il propose d'élargir le concept de *F. Roseum* f. sp. *cerealis* en réunissant sous cette dénomination les souches virulentes sur Céréales et sur Œillet.

Parmi les Champignons susceptibles de provoquer des manques à la levée et des pourritures de racines sur Haricot, nous avons observé un *F. Roseum*, en particulier sur la variété « Michelet ». Des essais d'infection croisée sur Haricot et sur Maïs avec des souches provenant des deux plantes, nous ont montré qu'il y a corrélation entre les virulences sur plantules de Maïs et sur cotylédons de Haricot pendant la germination, une souche provenant de Maïs étant la plus virulente.

Pour *Fusarium Roseum* la spécificité parasitaire semble donc peu accusée et la création de formes spécialisées ne semble pas jusqu'à maintenant nécessaire.

Pratiquement, il est possible de ranger facilement les souches virulentes à l'égard des céréales dans l'un des trois cultivars : *Culmorum* (spores courtes — chlamydospores) *Graminearum* (spores moyennes, production facile de périthèces sur pailles stérilisées avec éclairage

intermittent) et *Avenaceum* (spores longues, pas de chlamydospores ni de périthèces.

La forme parfaite de *F. Roseum* est *Gibberella Roseum* (LK.) SN. et H. Celle de *F. Roseum* f. sp. *cerealis* var. *graminearum* est *Gibberella Roseum* f. sp. *cerealis*.

SUMMARY

An account is given of the taxonomy of the genus *Fusarium*, following SNYDER & HANSEN. Their simplified system will be perhaps modified in the future, since some difficulties subsist in the conception of specialized forms, which some recent works have shown susceptible of evolution.

Simplified descriptions of the nine great species and of the « cultivars » of *F. roseum* recently described by SNYDER & HANSEN are given, for practical use by plant pathologists.

BIBLIOGRAPHIE

[1] WOLLENWEBER, H. W. & O. A. REINKING. — 1935. Die Fusarien. — *Paul Parey*, Berlin, 355 p.

[2] GILMAN, J. C. — 1957. A manual of soil fungi. — *The Iowa state college press*, Ames Iowa U. S. A., 2nd. edition,

[3] VIENNOT-BOURGIN, G. — 1949. Les Champignons parasites des plantes cultivées. — *Masson et Cie* éditeurs, Paris.

[4] SNYDER, W. C. & H. N. HANSEN. — 1940. The species concept in *Fusarium*. — *Am. J. of Bot.*, **27**, 64-67.

[5] — 1941. The species concept in *Fusarium*, with reference to section *Martiella*. — *Am. J. of Bot.*, **28**, 738-742.

[6] — 1945. The species concept in *Fusarium*, with reference to *discolor* and other sections. — *Am. J. of Bot.*, **32**, 657-666.

[7] — 1954. Species concept; genetics and pathogenicity in *Hypomyces solani*. — *Phytopathology*, **44**, 338-342.

[8] ZACHARIAH, A. T., H. N. HANSEN & W. C. SNYDER. — 1956. The influence of environmental factors on cultural characters of *Fusarium* species. — *Mycologia*, **48**, 459-467.

[9] SNYDER, W. C., H. N. HANSEN & J. W. OSWALD. — 1957. Cultivars of the Fungus *Fusarium*. — *J. Madras Univ.*, nº 1., Centenary Number.

[10] BUXTON, E. W. — 1958. A change of pathogenic race in *F. Oxysporum* f. *pisi* induced by root exsudate from a resistant host. — *Nature*, Lond., **181**, (4617), 1222-1224.

[11] HENDRIX, F. F. & L. W. NIELSEN. — 1958. Invasion and infection of crops other than the forma suscept by *Fusarium oxysporum* f. *batatas* and other formae. — *Phytopathology*, **48**, (4), 224-228.

[12] ARMSTRONG, G. M. & J. K. — 1957. Celery yellows *Fusarium* causes wilt of peas. — *Phytopathology*, **47**, 1-2. (abstract).

[13] MESSIAEN, C. M. — 1954. Une curieuse association entre un champignon et un acarien. — *Rev. Zool. agric. et appl.*, 4e trim. nº 10-12.

[14] Cherewick, W. J. & A. G. Robinson. — 1958. A rot of smutted inflorescences of cereals by *Fusarium Poae* in association with the mite *Siteroptes graminum*. — *Phytopathology*, **48**, 232-234.

[15] Delassus. — 1954. La Trachéomycose du caféier. — *Bull. sci.min. colon. sect. agric. trop.*, 345-348.

[16] Erwin, D. C. — 1958. *Fusarium lateritium* f. sp. *ciceri* incitant of *Fusarium* wilt of *Cicer arietinum*. — *Phytopathology*, **48**, 498-501.

[17] Tammen, J. — 1958. Pathogenicity of *Fusarium Roseum* to carnation and to wheat. — *Phytopathology*, **48**, 423-426.

(Station de Pathologie végétale, Montfavet, Vaucluse).

TABLE DES MATIÈRES DU TOME XXXVIII
(1959)

AUBERT, J. F. et P. JOURDHEUIL :
Nouvelle description et biologie de quelques Ichneumonides appartenant aux genres *Aneuclis* FORST., *Isurgus* FORST. et *Thersilochus* HOLM ... 175

BALACHOWSKY, A. S. :
Sur un nouvel *Aspidiotini* (*Coccoidea*) de l'Iran 211

BILIOTTI, E. :
Observations épizootiologiques sur la processionnaire du pin 149

CHARARAS, C. :
L'attractivité exercée par les Conifères à l'égard des Scolytides et le rôle des substances terpéniques extraites des oloérésines 113
Relations entre la pression osmotique des Conifères et leur attaque par les *Scolytidae* 215

DAVATCHI A., F. TAGHI-ZADEH et M. SAFAVI :
Contribution à l'étude biologique et économique des Coléoptères phytophages et xylophages de l'Iran (1re note) 235

KAUSSARI M. :
Sur un *Contigaspis* MCGILL. (*Coccoidea-Diaspidini*) nouveau du centre de l'Iran 131

LABEYRIE V. :
Remarques sur la diapause et le cycle de *Cassida deflorata* SUFF. (*Col. Chrysomelidae*) 195

MESSIAEN, C. M. :
La Systématique du genre *Fusarium* selon SNYDER et HANSEN 253

REAL, P. :
Le cycle annuel de la cochenille *Dysmicoccus brevipes* CKLL., vectrice d'un « wilt » de l'ananas en basse Côte d'Ivoire; son déterminisme .. 3

REMAUDIÈRE G. :
Un *Cavariella* (*Hom. Aphididae*) nouveau des Pyrénées, vivant sur *Saxifraga* 157

REMAUDIÈRE G. et A. DAVATCHI :
Elbourzaphis et *Iranaphias* genres d'*Aphididae* (*Hom.*), nouveaux de l'Iran 135
Sur deux *Aphididae* (*Hom.*) nouveaux vivant en Iran sur *Helichrysum* et *Centaurea* 201

ZOMORRODI, A. :
La lutte biologique contre la Punaise du blé, *Eurygaster integriceps* PUT. par *Microphanurus semistriatus* NEES. en Iran 167

ÉDITIONS DU CENTRE NATIONAL DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

I. PUBLICATIONS PÉRIODIQUES

BULLETIN SIGNALÉTIQUE

Le Centre de Documentation du C.N.R.S. publie un **Bulletin Signalétique** dans lequel sont signalés, par de courts extraits classés par matières, tous les travaux scientifiques, techniques et philosophiques, publiés dans le monde entier.

Abonnement annuel (y compris table générale des auteurs).

Deuxième partie (biologie, physiologie, zoologie, agriculture).

FRANCE ..... 10.000 fr.
ÉTRANGER ..... 12.000 —

Tirages à part : Deuxième partie :

Section XI. — Biologie animale, génétique, biologie végétale.

FRANCE ..... 5.100 fr.
ÉTRANGER ..... 5.500 —

Section XII. — Agriculture, aliments et industries alimentaires.

FRANCE ..... 1.600 fr.
ÉTRANGER ..... 2.000 —

Abonnement au Centre de Documentation du C.N.R.S., 16, rue Pierre-Curie, Paris (V^e^). C.C.P. Paris 9131-62. Tél. DANton 87-20.

ARCHIVES DE ZOOLOGIE EXPÉRIMENTALE

(Directeur L. CHOPARD)

Revue trimestrielle. — Prix de l'abonnement :

FRANCE ..... 4.500 fr.
ÉTRANGER ..... 5.000 —

N.B. — Les Presses de la Cité, 116, rue du Bac, Paris (VI^e^) reçoivent les abonnements et effectuent toutes les ventes par volumes ou fascicules isolés.

JOURNAL DES RECHERCHES DU C.N.R.S.

(Directeur ROSE)

Revue trimestrielle publiant des articles de recherches faites dans les différents laboratoires du C.N.R.S.

Abonnement d'un an (4 numéros) :

FRANCE ..... 800 fr.
ÉTRANGER ..... 1.000 —

Prix du numéro :

FRANCE ..... 220 fr.
ÉTRANGER ..... 275 —

Vente aux Laboratoires de Bellevue, 1, place Aristide-Briand, BELLEVUE.

II. OUVRAGES

Franklin PIERRE :

Écologie et Peuplement Entomologique du Sahara Nord-Occidental.

Un volume in-8 raisin, de 332 pages et 16 planches - Relié pleine toile jaune 3.200 fr.

III. COLLOQUES INTERNATIONAUX

XXXIII. **Écologie** ..... 2.700 fr.
XXXIV. **Structure et physiologie des Sociétés animales** ..... 2.500 fr.

RENSEIGNEMENTS ET VENTE AU SERVICE DES PUBLICATIONS DU C. N. R. S.

13, quai Anatole-France, PARIS-VII^e^ — C.C.P. Paris 9061-11 — Tél. : INV. 45-95

Le Gérant : G. HANNEBICQUE. Dépôt légal : 1959/4^e^, N° 132 P.

ACHEVÉ D'IMPRIMER
SUR LES PRESSES DE
L'IMPRIMERIE NOUVELLE
53, QUAI DE LA SEINE, PARIS
LE 28 DÉCEMBRE 1959

N° : 972 - 1959

LE FRANÇOIS — PARIS
(C. O. L. 15-0217)